



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

INSTITUTO DE ECOLOGÍA

ECOLOGÍA

EFEECTO DEL ACONDICIONAMIENTO MÁTRICO EN SEMILLAS DE ZONAS TROPICALES.

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

ALEJANDRA ROSETE RODRÍGUEZ

**TUTOR(A) PRINCIPAL DE TESIS: DRA. ALMA DELFINA LUCÍA OROZCO SEGOVIA
INSTITUTO DE ECOLOGIA**

**COMITÉ TUTOR: DRA. ANA ELENA MENDOZA OCHOA
INSTITUTO DE ECOLOGIA**

**DR. HORACIO ARMANDO PAZ HERNÁNDEZ
CENTRO DE ECOLOGIA EN ECOSISTEMAS**

MÉXICO, D.F. JUNIO, 2014



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

INSTITUTO DE ECOLOGÍA

ECOLOGÍA

EFEECTO DEL ACONDICIONAMIENTO MÁTRICO EN SEMILLAS DE ZONAS TROPICALES.

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

ALEJANDRA ROSETE RODRÍGUEZ

**TUTOR(A) PRINCIPAL DE TESIS: DRA. ALMA DELFINA LUCÍA OROZCO SEGOVIA
INSTITUTO DE ECOLOGIA**

**COMITÉ TUTOR: DRA. ANA ELENA MENDOZA OCHOA
INSTITUTO DE ECOLOGIA**

**DR. HORACIO ARMANDO PAZ HERNÁNDEZ
CENTRO DE ECOLOGIA EN ECOSISTEMAS**

MÉXICO, D.F. JUNIO, 2014

Dr. Isidro Ávila Martínez
Director General de Administración Escolar, UNAM
Presente

Me permito informar a usted, que el Subcomité de Ecología y Manejo Integral de Ecosistemas, en su sesión ordinaria del día 07 de abril de 2014, aprobó el jurado para el examen de grado de **MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS** de la alumna **ROSETE RODRIGUEZ ALEJANDRA** con número de cuenta **405091142** con la tesis titulada **"EFECTO DEL ACONDICIONAMIENTO MÁTRICO EN SEMILLAS DE ZONAS TROPICALES"**, realizada bajo la dirección de la **DRA. ALMA DELFINA LUCIA OROZCO SEGOVIA**:

Presidente: DR. ZENON CANO SANTANA
Vocal: DRA. SOBEIDA SANCHEZ NIETO
Secretario: DR. HORACIO ARMANDO PAZ HERNANDEZ
Suplente: DR. JOSE ALEJANDRO ZAVALA HURTADO
Suplente: DRA. CLARA LEONOR TINOCO OJANGUREN

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"
Cd. Universitaria, D.F., a 09 de junio de 2014.



DRA. MARÍA DEL CORO ARIZMENDI ARRIAGA
COORDINADORA DEL PROGRAMA



c.c.p. Expediente del (la) interesado (a).

AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Al Posgrado en Ciencias Biológicas por darme la oportunidad de realizar este estudio de Maestría.

Al Programa de Apoyo a Estudiantes de Posgrado (PAEP) de la Universidad Nacional Autónoma de México por su aportación financiera para asistir al IV Congreso Mexicano de Ecología 2013 (Villahermosa, Tabasco) y al Congreso Mexicano de Botánica 2013 (Tuxtla Gutiérrez, Chiapas) en los cuales se presentaron los avances de este proyecto. Al Proyecto PAPIIT IN201912 de la Dirección General del Personal Académico, UNAM, por el apoyo financiero para la ejecución de éste proyecto.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por otorgarme la beca para la realización de mis estudios de Posgrado (CVU 432084).

A mi tutora principal la Dra. Alma Orozco Segovia por su admirable entrega a la ciencia y esa capacidad de ver en sus alumnos cualidades que ni ellos mismos aprecian. Una vez más le agradezco por aceptar dirigir este trabajo, aceptarme como su alumna y creer en mi.

A mi comité tutor Dra. Ana Mendoza Ochoa y al Dr. Horacio Paz Hernández por sus observaciones y valiosas aportaciones durante la realización de este trabajo.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

A los miembros del jurado, Dr. Zenón Cano Santana, Dra. Sobeida Sánchez Nieto, Dra. Clara Leonor Tinoco Ojanguren, Dr. Alejandro Zavala Hurtado y al Dr. Horacio Paz Hernández por sus observaciones y comentarios que contribuyeron a la mejora del escrito final de tesis.

Al Dr. Noé Velázquez Rosas por su contribución en el conocimiento de las especies tropicales y su ayuda en la recolecta de semillas.

A la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, en especial a la Dra. Luisa Cámara Cabrales y a la M. en C. Georgina Vargas Simón por su apoyo académico con el conocimiento de las especies del estado de Tabasco y por las facilidades prestadas con el trabajo de campo.

A la M en C. María Esther Sánchez Coronado por su apoyo en la parte estadística.

M. en B. María del Rocío Graniel Parra por su apoyo en la búsqueda de información bibliográfica necesaria para mi proyecto.

Al Ing. Alejandro González Ponce y Ing. Erik Daniel Valle Vidal por su apoyo en la instalación de software, las facilidades para la realización de videoconferencias, la impresión de carteles presentados en Congresos y en la solución de problemas técnicos de mi equipo de cómputo.

A Gabriela Rojas Pérez y a Sandra Alvarado López por su apoyo en la parte experimental de este proyecto.

Quiero agradecer a todos mis compañeros del laboratorio de Ecología Fisiológica, Jorge Arturo, Ángel, Elsa, Erik, Diana, Esther, Humberto, Alexis, Marimar, Alfredo y Ximena, quienes me escucharon y aportaron con alguna de sus experiencias a este trabajo.

A mi familia, que sin palabras, siempre estuvieron ahí para escucharme y apoyarme.

ÍNDICE

RESUMEN	i
ABSTRACT	iv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS	4
III. ANTECEDENTES	
3.1 Germinación	5
3.2 El agua en el suelo	7
3.3 Acondicionamiento de semillas	10
IV. MÉTODOS	
4.1 Descripción de las especies	13
4.1.1 <i>Tabebuia rosea</i> (Bertol.) Bertero ex A. DC	13
4.1.2 <i>Ceiba pentandra</i> (L.) Gaertn	14
4.1.3 <i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) Denit	15
4.1.4 <i>Buddleja cordata</i> Kunth	16
4.1.5 <i>Wigandia urens</i> (Ruiz & Pav.)	17
4.1.6 <i>Haematoxylum campechianum</i> L	18
4.2 Recolecta de semillas	19
4.3 Contenido de humedad (CH) de las semillas	19
4.4 Acondicionamiento natural	20
4.5 Acondicionamiento mátrico	21
4.5.1 <i>Imbibición dentro de matrices de suelo</i>	22
4.6 Contenido de humedad (CH) de las matrices	24
4.6.1 <i>Contenido de humedad gravitacional</i>	24
4.6.2 <i>Contenido de humedad relativa</i>	25
4.7 Germinación	25
4.8 Supervivencia	26
V. RESULTADOS	
5.1 Contenido de lípidos	27

5.2 Contenido de humedad (CH) de las semillas	27
5.3 Curvas de imbibición dentro de las matrices de suelo	28
5.4 Contenido de humedad (CH) de las matrices de suelo	33
5.5 Germinación	34
5.6 Supervivencia	40
VI. RESUMEN DE ACONDICIONAMIENTOS Y SUPERVIVENCIA	45
VII DISCUSIÓN	
7.1 Contenido de lípidos	47
7.2 Contenido de humedad en las matrices	47
7.3 Imbibición en Acondicionamiento mátrico y natural	48
7.4 Germinación y supervivencia	51
7.5 Restauración Ecológica	57
VIII PERSPECTIVAS	59
IX. LITERATURA CITADA	60
X ANEXOS	
Anexo 1 Germinación	
Tabla A1.1 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje de germinación final de <i>T. rosea</i>	73
Tabla A1.2 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de <i>T. rosea</i> .	73
Tabla A1.3 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo de inicio de germinación de <i>T. rosea</i> .	73
Tabla A1.4 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo promedio de germinación de <i>T. rosea</i> .	73
Tabla A1.5 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje final de <i>C. pentandra</i> .	74
Tabla A1.6 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de <i>C. pentandra</i> .	74
Tabla A1.7 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo de inicio de germinación de <i>C. pentandra</i> .	74
Tabla A1.8 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo promedio de germinación de <i>C. pentandra</i> .	75
Tabla A1.9 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje final de germinación de <i>L. leucocephala</i> .	75

Tabla A1.10 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de <i>L. leucocephala</i> .	75
Tabla A1.11 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo de inicio de germinación de <i>L. leucocephala</i> .	75
Tabla A1.12 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo promedio de germinación de <i>L. leucocephala</i> .	76
Tabla A1.13 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje final de germinación de <i>B. cordata</i> .	76
Tabla A1.14 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de <i>B. cordata</i> .	76
Tabla A1.15 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo de inicio de la germinación de <i>B. cordata</i> .	76
Tabla A1.16 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo promedio de la germinación de <i>B. cordata</i> .	77
Tabla A1.17 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el porcentaje final de germinación de <i>W. urens</i> .	77
Tabla A1.18 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas la velocidad de germinación de <i>W. urens</i> .	77
Tabla A1.19 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el tiempo de inicio de la germinación de <i>W. urens</i> .	78
Tabla A1.20 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el tiempo promedio de la germinación de <i>W. urens</i> .	78
Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el porcentaje final de germinación de <i>H. campechianum</i> .	78
Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas en la velocidad de germinación de <i>H. campechianum</i> .	78
Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas en el tiempo de inicio de germinación de <i>H. campechianum</i> .	79
Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas en el tiempo promedio de germinación de <i>H. campechianum</i> .	79
Anexo 2 Supervivencia en invernadero	
Tabla A2.1 Salida de modelo logístico para la supervivencia de <i>T. rosea</i> .	79
Tabla A2.2 Salida de modelo logístico para la supervivencia de <i>C. pentandra</i> .	80
Tabla A2.3 Salida de modelo logístico para la supervivencia de <i>L. leucocephala</i> .	80

Tabla A2.4 Salida de modelo logístico para la supervivencia de <i>H. campechianum</i> .	80
---	----

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Curva de imbibición de <i>Tabebuia rosea</i> en distintas matrices regadas a capacidad de campo.	29
Figura 2 Curva de imbibición de <i>Ceiba pentandra</i> en distintas matrices regadas a capacidad de campo	30
Figura 3 Curva de imbibición de <i>Leucaena leucocephala</i> en distintas matrices regadas a capacidad de campo	31
Figura 4 Incremento de tamaño de la semilla de <i>Buddleja cordata</i> durante su imbibición sobre papel filtro humedecido con agua	32
Figura 5 Curva de imbibición de <i>Haematoxylum campechianum</i> en distintas matrices regadas a capacidad de campo	33
Figura 6 Curvas temporales de pérdida de contenido de humedad gravitacional y de humedad relativo al peso de la muestra de las diferentes matrices de suelo	34
Figura 7 Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de <i>Tabebuia rosea</i> incubadas en temperatura constante y temperatura fluctuante	35
Figura 8 Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de <i>Ceiba pentandra</i> incubadas en temperatura constante y temperatura fluctuante	36
Figura 9 Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de <i>Leucaena leucocephala</i> incubadas en temperatura constante y temperatura fluctuante	37
Figura 10 Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de <i>Buddleja cordata</i> incubadas en temperatura constante y temperatura fluctuante	38
Figura 11 Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de <i>Wigandia urens</i> incubadas en temperatura constante y temperatura fluctuante	39
Figura 12 Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de <i>Haematoxylum campechianum</i> incubadas en temperatura constante y temperatura fluctuante	40
Figura 13 Supervivencia de plántulas <i>Tabebuia rosea</i> en invernadero durante tres meses	41
Figura 14 Supervivencia de plántulas <i>Ceiba pentandra</i> en invernadero durante tres meses	42
Figura 15 Supervivencia de plántulas <i>Leucaena leucocephala</i> en invernadero durante tres meses	43
Figura 16 Supervivencia de plántulas <i>Haematoxylum campechianum</i> en invernadero durante tres meses	44

LISTA DE TABLAS

Tabla 1 Porcentaje de lípidos en las semillas y nombre de la familia a la que pertenecen las especies	27
---	----

Tabla 2 Contenido de humedad (CH) base fresca (BF), base seca (BS) y libre de lípidos de las especies estudiadas	28
Tabla 3 Variables germinativas y de supervivencia que se vieron beneficiadas con los tratamientos de acondicionamiento mátrico (tres diferentes tipos de matrices) y el AN	29

RESUMEN

Ante la acelerada pérdida de ecosistemas tropicales a causa de las diferentes actividades humanas es necesario conservar los ecosistemas remanentes y restaurar aquellos que tienen algún grado de disturbio. Uno de los objetivos de las actividades de restauración es incrementar la supervivencia de las plantas que se reintroducen a un sistema deteriorado, por lo que es necesario generar información sobre la fisiología de plantas y la germinación ya que nos proporcionan información útil sobre los requerimientos de las especies así como una forma de propagarlas de forma exitosa. El acondicionamiento de semillas es una técnica que mejora la capacidad germinativa de las plantas y, en ocasiones, incrementa la productividad de los cultivos. Uno de los tratamientos de acondicionamiento es el mátrico (hidratar y deshidratar semillas insertas en un medio sólido). El suelo es una matriz que se hidrata y se deshidrata de acuerdo con el régimen pluvial en cada región del planeta. Por tal motivo cabe preguntarse si la permanencia de las semillas en la matriz del suelo, en el laboratorio y en el campo optimizan alguno de los parámetros que indican el vigor de la semilla durante la germinación (velocidad, tiempo de inicio y tiempo promedio de la germinación); y/o incrementan la tolerancia al estrés de las plántulas, lo que se expresaría en una mayor supervivencia de las plántulas en un invernadero agrícola, además de saber si los efectos varían dependiendo de la matriz utilizada o del lugar donde se lleve a cabo el acondicionamiento. Para responder esta pregunta expusimos a semillas de especies silvestres a tratamientos de acondicionamiento mátrico en distintas matrices: arena sílica, suelo del lugar de origen de las semillas y en un suelo distinto al lugar de origen. Además las semillas también se enterraron en el campo, en el suelo de su lugar de origen (acondicionamiento natural) como una forma de mejorar el vigor e incrementar la supervivencia.

Para ello se hicieron ensayos con semillas de la selva inundable de Balancán, Tabasco (*Haematoxylum campechianum*), una especie de la selva mediana perennifolia de esta misma zona geográfica (*Ceiba pentandra*), dos especies de la selva baja caducifolia, recolectadas en Actopan y Palma sola, Veracruz. También se incluyeron dos especies del matorral xerofilo, recolectas en el parque Ecológico de la Ciudad de México, D. F. (*Buddleja cordata* y *Wigandia urens*). Primero se hicieron curvas de imbibición de las semillas dentro de las matrices de suelo empleadas en laboratorio y, posteriormente, realizamos pruebas de germinación de las semillas acondicionadas a dos distintas temperaturas (constante 25°C y fluctuante 25-30°C) de las semillas provenientes de todos los tratamientos de acondicionamiento. Finalmente se registró la supervivencia en invernadero de las plántulas provenientes de ambos tipos de acondicionamiento. La imbibición fue más lenta en todas las matrices de suelo que en agua, sin encontrar diferencias significativas entre matrices. En la germinación todos los tipos de matriz y el acondicionamiento natural favorecieron distintas variables germinativas en todas las especies, excepto en *T. rosea*, para la cual el acondicionamiento natural fue nocivo. Además, no se encontraron los mismos beneficios en el acondicionamiento mátrico y en el natural, a pesar de que ocurriera en ambos casos en el mismo tipo de suelo. El acondicionamiento natural fue el que favoreció la supervivencia de las plantas de todas las especies, a excepción de las de *T. rosea*. Se concluye que los beneficios del acondicionamiento natural dependen tanto de la capacidad de retención de agua de la matriz de suelo como de otros factores más locales, como pueden ser las fluctuaciones de la hidratación-deshidratación, la temperatura o incluso la microbiota de la matriz de suelo donde las semillas se encuentren. Además, existen algunas especies que no se ven favorecidas por el acondicionamiento, por lo que no es posible aún proponer una técnica de acondicionamiento que pueda generalizarse para todas las especies.

Sin embargo, podemos concluir que el acondicionamiento mátrico en cualquier tipo de suelo es mejor que el acondicionamiento en arena y que para la mayor parte de las especies estudiadas por nosotros, y por otros autores, el acondicionamiento natural tiene éxito en algunas variables de la germinación en especial en la supervivencia, por lo que vale la pena incluirlo en los protocolos de investigación; ya que aplicarlo no tiene costo.

ABSTRACT

Nowadays the accelerated loss of tropical ecosystems due to the human activities make necessary to preserve the remaining ecosystems and to restore those that have any disturbance grade. One of the challenges for restoration successful is to increase the survival of reintroduced seedlings to disturbed ecosystems. Therefore, it is necessary to generate information about the ecophysiology of native plants, in order to increase the palette of species used in restoration and to ensure the successful of field plantations. Priming is a technique that improves the germination of agricultural species and sometimes even the yield crops. Priming treatments consist in a regulated hydration of seeds followed by a dehydration period. Particularly, during matrix priming, seed hydration occurs in a solid matrix as agrolite, vermiculte, silica sand, soil or others. The soil is a matrix that is hydrated and dehydrated according to the prevailing rainfall pattern in each region of the planet.

Based on this, the following questions arise: Is there a significant difference for seeds between be hydrated in different matrix soil, in the laboratory, or in the field where soil hydration?. The second question is: Seed vigor improvement can be measured by any of the germination parameters (rate, lag time and mean germination time), the seedling vigor can be measured by the tolerance to stress and the seedling survival. To answer these questions, we tested in the laboratory the effect of matrix priming on seeds of six species in the following matrixes: silica, sand, soil from the origin site of the species and soil from a different site. Additionally, the seeds were buried in the field (natural priming). We used seeds of one species growing in the flood prone forests of Balancán, Tabasco (*Haematoxylum campechianum*), one species growing in the semi evergreen seasonal forest (*Ceiba pentandra*) and two species growing in the tropical dry forest (*Tabebuia rosea* and *Leucaena leucocephala*); the two last ecosystems were located in Actopan and Palma Sola, Veracruz.

Finally, we also used two species from the xerophylus shrubland growing in a lava field, in the Parque Ecológico de la Ciudad de México, Distrito Federal (*Buddleja cordata* and *Wigandia urens*). In order to determine the minimal time that seeds ought to be buried at the beginning of the rainy season in the origin locality of each species and the duration of the laboratory matrix priming treatments for each species, we determined for each the seed water uptake path into the matrixes used in the laboratory and in water. After the treatments, the seeds were dried in the dark and germination was tested under two temperatures (constant 25°C and fluctuating 25-30°C). Seedlings coming from each treatment were sown in a greenhouse and survival was evaluated.

In the matrixes the imbibition was slower in all species than in water, without significant differences between matrixes. All matrix types and natural priming improved the germination in all species, except in *T. rosea*, in which the natural priming produced damage. Among the treatments we did not found a pattern in the germination parameters, even where natural and matrix priming was applied in the same type of soil. The natural priming improved seedling survival in all species, excepting in *T. rosea*. We concluded that the benefits of natural priming probably depend on the soil water holding capacity and other local factors like the distribution of the hydration-dehydration periods in each locality and the variation in soil temperature. Our results showed that matrix priming (natural or laboratory priming) is a successful technique that improves the vigor of seeds and seedlings, but is a technique that needs to be tested first on a small sample of seeds for each new species used. However, we can conclude that matrix priming in any soil is better than silica sand and for most of the study species where laboratory and/or natural priming has been tested. Priming improve germination in most of the species, at least enhance one of the germination parameters and/or increase survival.

Due to the low cost of the matrix and natural priming these techniques can be included in any restoration protocol.

I.INTRODUCCIÓN

La deforestación es una de las prácticas antropogénicas que más afecta a los ecosistemas. Las diferentes actividades del hombre, ya sea por extracción de algún recurso, o bien, la conversión de ecosistemas naturales a potreros, cultivos y áreas urbanas, incrementan las tasas de deforestación (Bullock *et al.*, 2011). Los ecosistemas de zonas tropicales tales como los humedales, las selvas y los matorrales xerófilos son de los ecosistemas más vulnerables al ser afectados por la deforestación (Archard *et al.*, 2002). Ante este escenario, es indispensable generar técnicas de restauración ecológica que aceleren la recuperación de la composición, estructura y funcionalidad de estos ecosistemas. Sin embargo, uno de los principales problemas a los que se enfrentan los ecólogos de la restauración y que representa una constante en todos los trabajos donde se intentan reintroducir especies vegetales, es la baja supervivencia de las plantas una vez que son trasplantadas al campo, o en el mejor de los casos, sólo es alta el primer año (Olvera-Carrillo, 2001; Benítez, 2005; Barajas-Guzmán *et al.*, 2006; Araiza, 2007; Barajas-Guzmán, 2007; Pedrero-López, 2011; Rosete-Rodríguez, 2011;), por lo que el incremento de la supervivencia y el establecimiento de plántulas representa uno de los principales retos de la restauración. Lo anterior es resultado de la falta de conocimiento sobre los requerimientos fisiológicos de las especies a nivel de semillas y plántula así como de los factores ambientales a los que se ven sometidas a diferentes escalas tanto micro como macroambientales (Orozco-Segovia y Sánchez-Coronado, 2009). Todos los factores ambientales que rodean a las semillas a partir de que llegan al suelo afectan directamente su germinación y los primeros estadios de desarrollo de las plántulas y posteriores, por lo que generar conocimiento sobre el comportamiento germinativo de las especies asociado a las experiencias percibidas por la semilla en el ambiente de cada especie es vital para la propagación y reintroducción exitosa de plantas (González-Zertuche *et al.*, 2000).

En la naturaleza las semillas que permanecen en el suelo después de dejar la planta madre atraviesan por diversos eventos de hidratación y deshidratación, a esto se le conoce como acondicionamiento natural o “priming natural” (González-Zertuche *et al.*, 2001). El nombre tiene sus antecedentes en las técnicas de hidratación controlada, o “priming” en inglés; en español la palabra más aceptada para referirse al priming es la de acondicionamiento, aunque hay una mayor diversidad de términos (Sánchez *et al.*, 2001).

Las técnicas de acondicionamiento se utilizan con éxito por empresas que producen semillas certificadas de alta calidad para la agricultura (incluyendo la producción de forrajes). Los métodos utilizados con mayor frecuencia son los acondicionamientos osmótico e hídrico (Benech-Arnold y Sánchez, 2004). El acondicionamiento hídrico (hidropriming) consiste en hidratar a las semillas en agua por el mayor tiempo posible sin que germinen y posteriormente secarlas hasta que alcancen su contenido de humedad inicial; mientras que en el acondicionamiento osmótico (osmopriming) se utilizan soluciones de NaCl, de PEG (Polietilenglicol), entre otros solutos, con la finalidad de hidratar a la semilla paulatinamente y sin llegar a contenidos de humedad en los que ocurre la protrusión de la radícula (Hamler, 2004). Dichas técnicas son utilizadas para mejorar la respuesta germinativa ya que incrementan la velocidad de germinación, homogeneizan el proceso, en algunos casos incrementan el porcentaje de germinación, incrementar el vigor de las plántulas, la tolerancia al estrés y a la salinidad; incluso se reportan mejores rendimientos de la productividad de algunos cultivos (Toselli, 2002; Caseiro *et al.*, 2004; González *et al.*, 2009; Kissmann *et al.*, 2010; Nicasio-Arzeta *et al.*, 2011).

En los últimos años se han realizado algunos trabajos donde se ha empleado la técnica de acondicionamiento natural con buenos resultados en semillas de plantas que se desea reintroducir a ecosistemas degradados, como una forma de vigorizar a las semillas y plántulas e incrementar la

supervivencia en campo en programas de restauración. Con este fin, el acondicionamiento natural se ha aplicado a especies silvestres del Parque Ecológico de la Ciudad de México, como es el caso de *Buddleja cordata* (González-Zertuche *et al.*, 2000), *Dodonaea viscosa* (Benítez-Rodríguez *et al.*, 2013; Pedrero-López, 2011), *Opuntia tomentosa* (Olvera-Carrillo, 2001), *Sedum oxypetalum* (Martínez-Villegas, 2009) y *Wigandia urens* (González-Zertuche *et. al.*, 2001; Gamboa de Buen *et al.*, 2006). También se ha estudiado en especies de la selva alta perennifolia como *Urera caracasana* (Gudiño-González, 2003) *Cupania glabra* y *Cymbopetalum baillonii* (Becerra-Vázquez, 2013).

El acondicionamiento puede ser una técnica de bajo costo y de fácil empleo para las especies que se desee reintroducir, sin embargo, aún es poco claro cuáles son los mecanismos específicos que producen las ventajas del acondicionamiento o qué factores interactúan con las semillas en el momento del enterramiento. Entender dichos procesos permitiría generalizar técnicas de acondicionamiento natural que garanticen el éxito en la reintroducción de especies al campo.

La matriz del suelo tiene características físicas particulares de oxígeno, luz, temperatura, potencial osmótico y textura que pueden ser percibidas por las semillas. En el campo dichas características varían a diferentes escalas macro y microambientales, lo que convierte a la matriz del suelo en heterogénea y compleja (Orozco-Segovia y Sánchez-Coronado, 2009). En condiciones experimentales la utilización de matrices sólidas (acondicionamiento mátrico) como vermiculita, arena sílica u otros, afecta la dinámica del acondicionamiento, y puede estar ligada a la forma en que ocurre la hidratación de las semillas en la matriz del suelo y por lo tanto, habrá variaciones en los beneficios logrados con el acondicionamiento al aplicarlo en diferentes sustratos. Por esta razón, es importante conocer la respuesta de las semillas al acondicionamiento natural en diferentes tipos de sustrato y ambientes, y de esta manera poner a prueba la capacidad de las semillas para percibir

señales precisas del ambiente que las rodea (potencial hídrico y temperatura) y que tendría que resultar en diferentes respuestas al acondicionamiento. Por lo que en este trabajo escogimos seis especies de zonas tropicales con potencial para ser empleadas en programas de restauración. Las especies utilizadas fueron: *Haematoxylum campechianum* (zonas inundable), *Ceiba pentrandra* (selva mediana), *Tabebuia rosea* (selva baja), *Leucaena leucocephala* (selva baja), *Buddeja cordata* (matorral xerófilo) y *Wigandia urens* (matorral xerófilo).

Estos antecedentes nos permiten hacernos las siguientes preguntas: ¿Las semillas provenientes de distintos tipos de vegetación responden de la misma forma al ser sometidas a tratamientos de acondicionamiento natural? ¿Las características físicas del sustrato en que ocurre el acondicionamiento tienen efecto sobre la respuesta de las semillas a éste y en el desarrollo de las plántulas? y conociendo los elementos de la matriz en que ocurre la hidratación ¿se puede hacer una propuesta sobre el uso del acondicionamiento natural en proyectos de restauración ecológica?

II. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

Las hipótesis del presente trabajo son las siguientes:

- a) Si los tratamientos de acondicionamiento mejoran la respuesta germinativa y el desarrollo de las plántulas de diversas especies, entonces las especies de cualquier hábitat podrían responder favorablemente al acondicionamiento natural.
- b) Si diversas especies tienen una respuesta germinativa óptima cuando se entierran en el suelo del mismo hábitat que ocupan, entonces las características del suelo deben estar relacionadas con la respuesta de las semillas a este tipo de acondicionamiento.

c) Si conocemos cuáles características de la matriz intervienen en la respuesta de las semillas al acondicionamiento natural, entonces podemos proponer una técnica general aplicable en proyectos de restauración.

Los objetivos del presente trabajo son los siguientes:

a) Evaluar la respuesta germinativa de un grupo de semillas de distintas especies a tratamientos de acondicionamiento natural con diferentes tipos de sustrato.

b) determinar si las características de los sustratos producen efectos diferentes en la respuesta germinativa de las semillas y en las plántulas.

c) Proponer con base en los resultados obtenidos técnicas de restauración basadas en el acondicionamiento de semillas.

III. ANTECEDENTES

3.1 Germinación

Una semilla contiene al embrión maduro y a sus reservas en las angiospermas (Bewley y Black, 1994). El destino que una semilla viable pueda tener después de la dispersión puede ser muy variable (Chambers y MacMahon, 1994); una vez que cae al suelo, puede germinar en un tiempo relativamente corto, permanecer en él formando un banco de semillas (Roberts, 1981), ser arrastrada por una corriente de agua, ser llevada por el viento, ser depredada o ser trasladada por algún animal a otro sitio (Forget *et al.*, 2005). De cualquier forma, al caer al suelo es susceptible de percibir las señales que el medio le proporcione, tales como la variación de luz y de temperaturas, eventos de hidratación y deshidratación y/o el fuego; la intensidad y duración de estos eventos tendrán implicaciones directas en su germinación (Orozco-Segovia y Sánchez-Coronado, 2009).

La germinación es un proceso que involucra todos los eventos que se inician con la entrada de agua al interior de las semillas y el reinicio de la actividad metabólica y culmina con la protrusión de la radícula (Azcón y Talón, 2003; Bewley y Black, 1994). La toma de agua de una semilla madura es trifásica (Bewley, 1994). En la fase I ocurre la toma inicial de agua de la semilla por difusión pasiva que está principalmente en función del potencial mátrico de la semilla y de la permeabilidad de la cubierta seminal. Esta fase hay en una toma rápida de agua que crea cambios estructurales en las membranas celulares y la salida de solutos al exterior de la semilla; la imbibición ocurre independientemente de si una semilla es viable o no, o de si tiene latencia ya que depende de las fuerzas mátricas de la semilla y de sus estructuras (Bewley, 1994; Bewley y Black, 1983). En esta fase I debido a que los componentes celulares se hidratan también se reanuda la actividad metabólica, una de ellas es la actividad respiratoria. Posteriormente, en la fase II la toma de agua es prácticamente nula, hay síntesis del ADN y ARN, reparación y ensamblaje de nuevas mitocondrias, síntesis y movilización de proteínas, entre otros procesos. Por último, en la fase III, hay de nuevo un aumento en la velocidad de toma de agua y como resultado comienza la protrusión de la radícula, principalmente por elongación celular, evento que marca la germinación de la semilla.

Existen diversos factores ambientales que afectan la germinación, como son la temperatura, la salinidad, la luz, la humedad del suelo (El-Keblawy y Al-Rawai, 2006; Zhia y Khan, 2004) lo que implica que la semilla es capaz de percibir las condiciones ambientales del sitio donde germinan (Vázquez-Yanes y Orozco Segovia, 1993; Bewley y Black, 1994, Vleeshouwers, 1995). No todas las semillas germinan a pesar de encontrarse en condiciones ambientales adecuadas, por lo que, en este caso, se dice que las semillas se encuentran en un estado de latencia, mecanismo mediante el cual la germinación ocurre hasta que las condiciones ambientales son favorables para la

germinación y el establecimiento de las plántulas; además permite establecer los bancos de semillas en el suelo (Fenner, 1985). De acuerdo con Baskin y Baskin (1998) existen diferentes tipos de latencia que pueden presentar las semillas después de su dispersión, por ejemplo, el embrión puede no haber completado su desarrollo (latencia morfológica), el embrión puede haber completado su desarrollo morfológico, pero no funcional, entonces otros mecanismos fisiológicos como la presencia de hormonas como el ácido abscísico (ABA) pueden inhibir su germinación (latencia fisiológica), puede poseer una cubierta seminal impermeable al agua (latencia física) o bien, puede contener una combinación de varios tipos de latencia como por ejemplo, tener un embrión poco desarrollado y a la vez tener algún impedimento fisiológico que inhiba la germinación (latencia morfofisiológica) y tener además una cubierta impermeable (latencia combinada).

Una vez germinada, la plántula se enfrenta a factores abióticos y bióticos que determinan su establecimiento y supervivencia. Dentro de los factores abióticos que intervienen en su establecimiento se encuentran la calidad de luz y/o sombra (Mendoza-Hernández *et al.*, 2013), la disponibilidad de agua, la topografía del suelo que ofrece diferentes micrositios disponibles para el establecimiento (Harper *et al.*, 1965). A su vez, dichos factores están ligados al estado de conservación o al grado de disturbio del sitio donde la semilla se encuentra. Por otro lado, están los factores bióticos como los herbívoros, los patógenos y los hongos micorrízicos (González y Arcese, 2008; Van der Heijden *et al.*, 1998), las interacciones positivas y negativas con otras plantas; negativa como en la competencia o positiva como el nodrizaje (Padilla y Pugnaire, 2006), asimismo, también pueden estar relacionadas con características intrínsecas de las semillas como por ejemplo su cantidad y tipo de reservas (Soriano *et al.*, 2011).

3.2. El agua en el suelo

El potencial hídrico en el suelo es definido como la energía libre, de la matriz de suelo, necesaria para poder separar o extraer una unidad de agua ya sea masa o volumen (Salisbury y Ross, 1985), es decir, es la energía con la que el agua puede ser desplazada de un punto a otro, en este caso del suelo a la semilla. La diferencia de energías entre un punto y otro determina la dirección del flujo, pues el agua fluirá siempre de un punto donde el potencial hídrico es mayor hacia donde es menor. De forma general, en el suelo existen diferentes potenciales que determinan su potencial hídrico; estos son: el potencial mátrico (Ψ_m), el potencial osmótico (Ψ_o) y el potencial gravitacional (Ψ_g). El Ψ_m se refiere a la fuerza de atracción que ejercen las partículas de suelo sobre las moléculas de agua, como son la capilaridad, la adsorción y la hidratación de las partículas y ocurre cuando los suelos no están saturados y siempre tiene un valor negativo. Los suelos solo están saturados cuando están inundados. El potencial gravitacional (Ψ_g), se refiere al peso de agua que cae debido a la fuerza gravitacional con respecto a un nivel de referencia y por lo general es un valor tan pequeño que puede omitirse. Finalmente, el potencial osmótico (Ψ_o) es la porción del potencial hídrico que se refiere a la cantidad de solutos disueltos en el agua, dicha cantidad reduce la capacidad del agua para desplazarse hacia sitios con Ψ_o más bajo, este potencial siempre es negativo (Brady y Well, 2002).

La cantidad de agua que un suelo es capaz de retener está relacionada con el área de contacto de las partículas que lo componen y de la porosidad (Gupta y Wang, 2006). De esta forma, un mismo contenido de humedad en el suelo es retenido de forma distinta dependiendo de su textura (arenas, limos y arcillas) y de su grado de compactación o estructura, ambas juegan un papel importante en la retención de agua, es decir, los sustratos con buena estructura (poco compactos) tendrán una mayor porosidad y al mismo tiempo mayor capacidad de retención de agua y no se saturarán, por lo que, poseerán valores Ψ_m cercanos a 0 (Gupta y Wang, 2006). Así mismo, los

suelos con mayor proporción de arcillas retendrán más humedad que un suelo arenoso, ya que las arcillas tienen una mayor superficie de contacto y establecen puentes de hidrógeno con el agua atrayéndola con mayor fuerza, es decir, un suelo arcilloso poseerá valores de Ψ_m altos (Marshall *et al.*, 1996; Marshall, 1958). Cuando los efectos de la estructura disminuyen, comienzan a tener mayor relevancia los efectos de la textura del suelo sobre el potencial mátrico de éste (Marshall *et al.*, 1996).

De esta forma, un suelo de composición arcillosa atraerá con mayor fuerza las partículas de agua, tendrá valores de Ψ_m superiores a los de los suelos de composición arenosa que pueden tener un contenido de humedad alto, que, sin embargo, perderán agua con mayor facilidad debido a su baja capacidad de retención. Por otro lado, la disponibilidad del agua será superior en suelos de composición textural equitativa 33% arena, 33% limo y 33% arcilla (Brady y Well, 2002).

Por otra parte, diversos factores climáticos como la precipitación, la erosión y bióticos como la composición vegetal y la biota edáfica, determinan la estructura de los suelos y su grado de compactación; al mismo tiempo, dichas condiciones de precipitación y humedad determinan la cantidad de agua disponible para las plantas establecidas y para las semillas (Marshall *et al.*, 1996). Asimismo, esta agua puede perderse por gravedad, por evaporación al incrementar la temperatura o bien estancarse dependiendo las características texturales del suelo (Marshall *et al.*, 1996). De este modo, cuando una semilla llega al suelo se encuentra rodeada de una compleja red de factores biológicos y físicos que pueden facilitar o ser una barrera para su germinación y establecimiento.

Frecuentemente, las semillas se enfrentan a procesos de hidratación y deshidratación constante y estos estados pueden variar a lo largo del tiempo dependiendo de la cantidad de agua disponible y a la intermitencia entre hidratación y deshidratación (Olvera-Carrillo *et al.*, 2009). Además, las semillas tienen diferente capacidad para tomar el agua del suelo de acuerdo con su

propio potencial hídrico, cuyo principal componente es el mátrico (Ψ_m), determinado principalmente por el tipo y cantidad de las reservas de las semillas (Taiz y Zeiger, 2006) como lo son los lípidos, proteínas y carbohidratos estructurales y no estructurales; los cuales son los principales compuestos de reserva de las semillas (Bewley y Black, 1998; Shepherd *et al.*, 2005).

3.3 Acondicionamiento de semillas

El acondicionamiento de semillas es una técnica empleada en semillas de especies cultivadas para sincronizar la tasa de germinación, reducir el tiempo promedio de germinación, aumentar su velocidad, en algunos casos incrementar la cantidad de semillas germinadas e incrementar el vigor de la plántula (Demir y Van De Venter, 1999). Además, se ha visto que el acondicionamiento también estimula el crecimiento vegetativo en el garbanzo y el algodón (Kaur *et al.*, 2002; Casenave y Toselli, 2007).

La técnica de acondicionamiento involucra la hidratación y deshidratación controlada de las semillas. Consiste en embeber a las semillas por un tiempo determinado hasta que alcancen la fase II de la germinación, mantenerlas en esta fase un tiempo determinado e interrumpir la toma de agua evitando que la germinación ocurra (Heydecker y Coolbear, 1977; Bradford, 1986), e inmediatamente después secarlas hasta que alcanzan los contenidos de humedad iniciales de la semilla. Para que el acondicionamiento ocurra no es necesario que las semillas alcancen su máximo grado de imbibición. Al embeber de nuevo a las semillas para que germinen, el nivel hídrico alcanzado por ésta o la deshidratación con la que termina el acondicionamiento, puede incluso inducir mayor tolerancia a la sequía en el embrión y la plántula (Bray, 1995). Una vez realizado el tratamiento de acondicionamiento se puede reiniciar el proceso de imbibición de la semilla

inmediatamente o almacenarlas. Los cambios ocurridos en la semilla durante el acondicionamiento se conservan por tiempos variables dependiendo de la especie (González-Zertuche *et al.*, 2002).

El medio en el cual se lleva a cabo el acondicionamiento es variable y dependiendo de cuál sea su naturaleza recibe su nombre, es decir, puede ser en agua (hidropriming) en presencia o no de oxígeno (Taylor *et al.*, 1998); en una solución osmótica (osmopriming) con solutos como Polietilenglicol (PEG), Cloruro de Calcio (CaCl_2) y nitrato de Potasio (KNO_3); la cantidad de agua disponible en estas soluciones depende del potencial osmótico de ésta, el cual a su vez es función de la concentración del soluto, y redundando en que la imbibición de las semillas sea lenta y/o en el potencial hídrico u osmótico que alcanza la semilla. Cuando la imbibición ocurre en una matriz sólida se le denomina acondicionamiento mátrico, en el cuál la imbibición se realiza dentro de un sustrato sólido, comúnmente un material inerte, con bajo potencial mátrico y altas capacidades de retención de agua como por ejemplo la vermiculita (mineral formado por silicatos de hierro o magnesio que se caracteriza por formar micas delgadas), además de que la imbibición siempre se realiza en condiciones controladas (Khan, 1991; Parera y Cantliffe, 1994), y por último el acondicionamiento con vapor, comercialmente llamado drum priming, donde la hidratación de las semillas es con vapor de agua y en condiciones de aireación.

Además de los anteriores tipos de acondicionamiento, se encuentra el acondicionamiento natural el cual consiste en enterrar las semillas en la matriz de suelo dentro del hábitat natural en que crecen las plantas madre. La imbibición de las semillas enterradas ocurre de acuerdo con los regímenes de precipitación de la zona y el tiempo de imbibición es variable, ya que depende también de éste, las semillas no germinan en esta condición pero deben llegar a la Fase II de la germinación para que ocurra el acondicionamiento.

En general, el acondicionamiento en condiciones controladas tiene resultados favorables en la respuesta germinativa de algunas especies como en el caso del hidropriming (González *et al.*, 2009a, Tzortzaquis, 2009), sin embargo este tipo de acondicionamiento implica una toma rápida de agua de las semillas, lo que puede causar daño imbibicional (Hoekstra, 2002) como se ha reportado en algunas especies (Kovach y Bradford, 1992; Oliveira *et al.*, 1984; Powell y Matthews, 1978). Se ha planteado que la toma de agua de forma más lenta como en el caso del osmopriming tiene relación con los beneficios germinativos encontrados en diversas especies, no obstante este tipo de acondicionamiento puede tener desventajas cuando se utilizan soluciones salinas para controlar el potencial osmótico, ya que pueden producir toxicidad u otro tipo de daños en las semillas. Para evitar lo anterior se recomienda la utilización de PEG, ya que es una molécula inerte (Cantliffe, 1983) y al ser una molécula grande no puede entrar a las células. La única desventaja del PEG es que reduce el oxígeno de la solución de acondicionamiento (Mexal *et al.*, 1975).

En cuanto al acondicionamiento natural, al ser una técnica que permite la hidratación paulatina y que se lleva a cabo en el hábitat donde las semillas fueron producidas, se prevé un costo reducido y sencillo de hacer. Además, puede resultar ser una técnica de acondicionamiento más adecuada para tratar semillas de especies silvestres en donde es necesario tomar en cuenta los cambios ambientales naturales de la zona en la que las plantas van a crecer. Los diferentes tipos de sustrato en donde se efectúa el acondicionamiento y sus diferentes capacidades de retención (Gupta y Wang, 2006) podrían ser el factor que determina la dinámica de germinación y supervivencia.

IV. MÉTODOS

4.1 Especies vegetales utilizadas

4.1.1 *Tabebuia rosea* (Bertol.) Bertero ex A. DC.

Bignoniaceae

Tabebuia rosea es un árbol caducifolio, que puede alcanzar hasta los 25 m de altura. Tiene una corteza fisurada o suberificada con algunas costillas escamosas, sus hojas son compuestas, de 10 a 35 cm de largo. Sus flores son panículas cortas con las ramas cimosas, ovario alargado, bilocular; sus frutos son cápsulas estrechas de hasta 35 cm de largo, lisas con dos suturas laterales (Pennington y Sarukhán, 2005) pierde el follaje antes de la floración entre enero y marzo y lo renueva después, florece anualmente de febrero a abril y fructifica entre abril y mayo (Niembro-Rocas, 2010). Forma parte de las selvas altas perennifolias a medianas subcaducifolias; también se establece en comunidades secundarias, principalmente en áreas perturbadas y es capaz de desarrollarse en gran variedad de condiciones edáficas, desde suelos arenosos con drenaje muy rápido hasta suelos arcillosos, inundables parte del año, aunque prospera en terrenos calizos cársticos, sobre roca madre de origen volcánico (Vázquez-Yanes *et al.*, 1999; Ochoa- Gaona *et al.*, 2008). Al caer sus hojas forma acolchados naturales evitando así la erosión del suelo y al mismo tiempo crea microambientes adecuados para el establecimiento de plántulas (Vázquez-Yanes *et al.*, 1999). Se distribuye en la vertiente del Golfo, desde el sur de Tamaulipas hasta Chiapas y la península de Yucatán; en la vertiente del Pacífico desde Sinaloa y Nayarit hasta Chiapas y la cuenca del Balsas. En Tabasco, en los ejidos Ignacio Allende, Los Rieles de San José y Nuevo Progreso (Ochoa- Gaona *et al.*, 2008; Pennington y Sarukhán, 2005).

Su madera se ha usado para la fabricación de muebles; es una especie que podría usarse con éxito en plantaciones comerciales con fines forestales (Ochoa- Gaona *et al.*, 2008; Pennington y Sarukhán, 2005).

4.1.2 *Ceiba pentandra* (L.) Gaertn.

Malvaceae

Ceiba pentandra es un árbol de 20 a 40 m y en ocasiones alcanza los 70 m de altura, tiene un diámetro a la altura del pecho de 3 m, su copa es redondeada o plana. Tiene hojas alternas, aglomeradas en las puntas de las ramas, palmado-compuestas de 11 a 40 cm de largo. Su tronco es cilíndrico, sólido, grueso y recto con contrafuertes grandes y bien desarrollados además de que está cubierto por numerosas espinas cónicas, sus ramas son robustas y torcidas dispuestas horizontalmente en forma de pisos. Sus flores están dispuestas en fascículos en las axilas de las hojas de 4 a 8 cm de largo (Vázquez-Yanes *et al.*, 1999). Florece de diciembre a marzo y fructifica entre abril y junio (Niembro-Rocas, 2010). Se desarrolla en selvas medianas secas y selvas altas. Crece en una gran variedad de condiciones edáficas, principalmente en suelos calizos cársticos incluyendo zonas perturbadas como terrenos abandonados. Es una especie que crece en etapas de sucesión secundaria, mejora el suelo y evita la erosión por lo que está considerada como candidata a ser una especie utilizada en proyectos de restauración (Vázquez-Yanes *et al.*, 1999) Su distribución es amplia, se puede encontrar en la vertiente del Golfo en los estados de Tamaulipas hasta Veracruz, Tabasco, Campeche y la península de Yucatán; en el Pacífico desde el sur de Sonora hasta Chiapas, así como también en los márgenes de los ríos y bancos ribereños. En Tabasco, en los ejidos de

Álvaro Obregón, Ignacio Allende, Los Rieles de San José y Madero Ríos (Ochoa- Gaona *et al.*, 2008).

Es una especie tradicionalmente protegida; se usa como árbol de sombra. Su madera para la fabricación de artículos torneados y como chapa para centros de madera terciada (Ochoa- Gaona *et al.*, 2008).

4.1.3 *Leucaena leucocephala* (Lam.) Denit

Fabaceae

Leucaena leucocephala es una especie caducifolia que puede ser arbórea (El Salvador) o arbustiva (Hawai), se le conoce también como guaje. Es un árbol de corteza suave, de hojas bipinadas, de 4 a 9 pinas por hoja, sus inflorescencias son de color blanco y posee de 100 a 180 flores; sus frutos son vainas delgadas, aplanadas de 20 cm de longitud y 2 cm de ancho y en su interior se encuentran de 15 a 25 semillas (Zarate, 1987). Fructifica la mayor parte del año, especialmente en octubre y enero (Niembro-Rocas, 2010). Es una especie típica de selvas bajas, sin embargo, puede crecer bajo una gran variedad de condiciones edáficas, desarrollándose mejor en lugares con una precipitación media anual de 1500 mm y suelos bien drenados (Parrotta, 1992). Crece bien en zonas perturbadas y es una especie característica de etapas de sucesión primaria y secundaria (Vázquez-Yanes *et al.*, 1999), forma asociaciones con bacterias fijadoras de nitrógeno lo que a su vez ayuda a la recuperación de suelos pobres en nutrientes; por lo que es candidata para ser seleccionada en proyectos de restauración ecológica. Se distribuye en México en los estados de: Tamaulipas, Puebla, Veracruz, Tabasco Campeche, Yucatán, Quintana ROO, Chiapas, Oaxaca y Guerrero; además se encuentra en: Guatemala, Honduras, Nicaragua y el Salvador, sin embargo, fue cultivada

por el hombre ampliando así su distribución y llegando a encontrarla a latitudes más allá de los trópicos (Van den Beldt y Bewbaker, 1985).

Es una especie que se cultiva para forraje, se puede encontrar sembrada en plantaciones agroforestales, se utiliza como un mejorador edáfico por su capacidad para fijar nitrógeno atmosférico y también es utilizada como cortina rompevientos (Solorio y Solorio, 2008).

4.1.4 *Buddleja cordata* Kunth

Scrophulariaceae

Buddleja cordata es un arbusto o árbol que puede alcanzar desde 1 a 20 m de altura. Sus hojas son anchas en la base y terminan en punta. La hoja es de color verde en el haz, y el envés es claro con abundantes pelos. Sus flores son aromáticas y de color amarillo. Su fruto es ovoide - elipsoide y mide de 2.5 a 6 mm de largo por 1.5 a 4 mm de diámetro, posee numerosas semillas aladas de 1 a 1.5 mm de largo por .2 a.4 mm de ancho (Norman, 2000; Rzedowski y Rzedowski, 2001) Se le conoce también como palo de zorro prieto, tepozán, zomplantle. Florece de julio a diciembre y fructifica de octubre a marzo (Meave *et al.*, 1994). Es una especie que se puede encontrar en bosques de *Quercus*, forma parte de las etapas de sucesión secundaria de las comunidades, tolera condiciones de sequía por lo que no es raro encontrarla en matorrales xerófilos y en suelos perturbados y/o erosionados y además es una especie de crecimiento rápido (Rezedowsky y Rezedowsky, 2001), por lo que es una especie candidata para ser utilizada en proyectos de restauración ecológica, sobre todo en las zonas perturbadas del Pedregal de San Ángel en el D.F. Esta especie es originaria de México, se distribuye de Chihuahua a Tamaulipas y de ahí hasta Guatemala y habita en climas templados entre los 1500 y 3100 m snm (Norman, 2000). Es una

especie pionera, por lo que se encuentra asociada a vegetación perturbada de matorral xerófilo como es el caso del Parque Ecológico de la Ciudad de México; en bosque de encinos y de junípero (Rezedowski y Rezedowski, 2001).

Es una especie ornamental (Martínez y Chacalo, 1994) y medicinal. Se le atribuyen propiedades analgésicas, eupépticas, diuréticas y antisépticas, además de que también se emplea en el tratamiento de la cirrosis, como reparador de la bilis, del útero y ojos. Los estudios fotoquímicos de sus semillas, hojas, corteza y raíces han evidenciado sus propiedades bactericidas y amebicidas (Ordaz, 1996; Ortiz, 1996).

4.1.5 *Wigandia urens* (Ruiz & Pav.)

Boraginaceae

Wigandia urens es un arbusto o árbol pequeño perenne con una gran variedad morfológica, posee un follaje perenne; tronco delgado; hojas alternas y puede poseer en sus láminas foliares tricomas urticantes y glandulares cuya presencia y densidad cambian de acuerdo a la edad de las hojas. Se le conoce también como mala mujer, tabaco cimarrón, tabaquillo. Florece de noviembre a febrero y fructifica de Febrero a mayo (Meave *et al.*, 1994). Es una especie que puede crecer en condiciones austeras de suelo, es común encontrarla en las orillas de los caminos, en grietas dentro de las ciudades. Presenta variaciones en su morfología y en la nutrición entre los miembros de una población, las cuales están relacionadas con la herbivoría (Cano-Santana y Oyama, 1992). Su resistencia a condiciones adversas la convierten en una candidata para programas de restauración. Se distribuye desde México a Colombia y Venezuela (Rzedowski y Rzedowski, 2001), en California, E.U.A., Australia y África. En México se le puede encontrar en Chiapas, Colima, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán,

Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa, Tlaxcala y Veracruz (Villaseñor y Espinosa, 1998).

4.1.6 *Haematoxylum campechianum* L.

Fabaceae

Haematoxylum campechianum es un árbol de hasta 15 m de alto y 80 cm de dap (diámetro altura de pecho), tronco acanalado; copa redondeado; ramas ascendentes y torcidas, tiene una corteza externa escamosa en piezas pequeñas cuadradas o longitudinales, pardo grisácea o pardo amarillenta, corteza interna de color pardo rojiza que cambia a pardo oscuro, quebradiza, muy amarga. Sus frutos son vainas aplanadas de 3 a 6 cm de largo y de 6 a 15 mm de ancho, pardo amarillenta, membranosa, que contiene 1 a 2 semillas aplanadas, morenas de hasta 1 cm de largo. Se le conoce también como: palo de tinte, tinto, palo de Campeche. Florece de septiembre a abril y fructifica de marzo a mayo (Pennington y Satukhán, 2005). Esta especie, crece en selvas altas y medianas. En Tabasco y la península de Yucatán forma asociaciones casi puras conocidas como tintales en zonas bajas de suelos muy arcillosos susceptibles a inundarse periódica o permanentemente. Tiene asociaciones con bacterias fijadoras de nitrógeno y es de rápido crecimiento, por lo que puede aprovecharse para proyectos de restauración ecológica. Se distribuye desde Tabasco y parte de la selva Lacandona, hasta la península de Yucatán. En Tabasco en los ejidos Corregidora y Nuevo Progreso.

Su madera se ha usado para la fabricación de muebles, construcción, leña y para la extracción de hematoxilina, la cual se aprovecha para la fabricación de tintas y barnices. El tinte es muy valioso, sirve para la tinción de tejidos. Esta especie podría usarse con éxito en plantaciones comerciales con

fines forestales (Niembro, 1986; Méndez y Montiel, 2007; Ochoa-Gaona *et al.*, 2008; Ulibarri, 2008).

4.2 Recolecta de semillas

Se eligieron tres zonas de estudio que corresponden a tres tipos de vegetación contrastantes; matorral xerófilo, selva baja y una zona inundable. Estos tipos de vegetación se encuentran en el Parque Ecológico de la Ciudad de México (PECM) en el Distrito Federal, en los municipios de Actopan y Palma Sola en el estado de Veracruz y en el municipio de Balancán en Tabasco, respectivamente. Estos tipos de vegetación fueron escogidos porque son considerados de los más afectados por las actividades humanas y por lo tanto susceptibles a ser sujetas a de restauración ecológica.

Entre enero y abril del 2012 se recolectaron especies arbóreas de los ecosistemas antes mencionados. Uno de los criterios más importantes para la selección de especies fue que éstas presentaran una abundante producción de semillas y que las especies cumplieran con los criterios señalados por Vázquez-Yanes y Batis (1998). Se recolectaron semillas de frutos maduros de entre 10 y 15 árboles de *Buddleja cordata* y *Wigandia urens* (matorral xerófilo), *Leucaena leucocephala* y *Tabebuia rosea*, (selva baja), *Haematoxylum campechianum* y *Ceiba pentrandra* (zona inundable). Posteriormente se limpiaron y almacenaron en el laboratorio (21.63 ± 1.8 °C, HR = 38.7%), dentro de frascos de vidrio.

4.3 Determinación del contenido de humedad (CH) de las semillas

Para determinar el contenido de humedad de las semillas primero se determinó el contenido de lípidos totales con la técnica de Bligh and Dyer (1959); para finalmente determinar el contenido de humedad libre de lípidos base seca y húmeda de acuerdo con Caddick (2005)

$$(CH_{llbs} = (100 \times CH_{bs}) / (100 \times CL_{bs}))$$

donde CH_{llbs} es el contenido de Humedad libre de lípidos base seca, CH_{bs} es el contenido de humedad base seca y CL_{bs} es el contenido de lípidos. Se utilizaron 100 semillas de cada especie.

4.4 Acondicionamiento natural

En el área correspondiente al sitio de colecta de cada especie, se enterraron las semillas dentro de bolsas de tela de organza de 8×9 cm. Se enterraron cinco bolsas de cada especie a 15 cm de profundidad en las localidades indicadas para cada especie. Para cada especie se utilizó un número distinto de semillas, el cual dependió de su tamaño y del número de semillas disponible, pero siempre se utilizó el mismo número de semillas por réplica. Cada especie permaneció enterrada un tiempo que dependiendo de la temporada de lluvias de cada sitio y del tiempo en que podían permanecer las semillas en el suelo húmedo, sin germinar. Además, junto a ellas se enterró una datalogger (HOBO U12-14, Onset Computer Corporation, Pocasset, MA, USA) para medir la temperatura en el intervalo de 0 a 50°C, precisión de la temperatura interna ± 0.35 °C).

Se enterraron un total de 1000 semillas de *Ceiba pentandra* y 800 de *Haematoxylum campechianum* en el Municipio de Balancán, Tabasco ($17^{\circ}49.12'7.07''N$, $91^{\circ}14.9'54.2''O$, 36 m s.n.m.). Con base en las curvas de imbibición de estas especies y el régimen de precipitaciones en cada localidad, las semillas de *C. pentandra* se dejaron enterradas por 8 días (del 12 al 19 de junio de 2012), mientras que las de *H. campechianum* quedaron enterradas 2 días (del 17 al 19 de junio de

2012). De *T. rosea* y de *L. leucocephala* se enterraron 600 y 1200 semillas, respectivamente. Las semillas de *L. leucocephala* se escarificaron por inmersión en 150 ml de agua hirviendo (96°C a 2050 m snm) por cada 20 g de semilla para romper su latencia física. Al introducir las semillas al recipiente con agua hirviendo su temperatura descendió a 68°C y se mantuvieron en ésta por 6 min. Las semillas de estas especies se enterraron en el Municipio de Actopan, Veracruz (19° 32' 22"N, 9346' 26.3"W, 447 m snm) y se mantuvieron enterradas durante 8 días (del 20 al 28 de julio de 2012). Se enterraron 1.5 g de semillas de *Buddleja cordata* y 0.5 g de *Wigandia urens* durante un mes, del 6 de septiembre al 6 de octubre de 2012 y del 25 de mayo al 25 de junio del 2012, respectivamente en el Parque Ecológico de la Ciudad de México (PECM), en el Distrito Federal (19°15' 5.2"N, 99°11'54.2"W, 2643 m snm).

Al momento de desenterrar las bolsas, éstas se envolvieron con papel aluminio para evitar que las semillas percibieran la luz. Posteriormente, se transportaron al laboratorio donde se extrajo una muestra de 30 semillas por especie para determinar su contenido de humedad, mientras que el resto se secó en un cuarto oscuro a temperatura ambiente. A partir de aquí al acondicionamiento natural se le denominará AN.

4.5 Acondicionamiento mátrico

Se colocaron cinco réplicas de semillas de cada especie en tres diferentes matrices de suelo o sustratos distintos (arena sílica, suelo del hábitat de cada especie y un suelo distinto al de su hábitat) y permanecieron ahí por el tiempo necesario para que las semillas de cada especie se embebieran y se mantuviera en la fase II de la germinación. Los contenedores de las matrices de suelo estuvieron contruidos con tela de organza y tela tipo magitel de 10 cm de diámetro por 8 cm de altura. Todas

las matrices se regaron a capacidad de campo, a temperatura ambiente. Como control se realizó una curva de imbibición en agua para cada una de las especies (C_i). Las matrices de suelo utilizadas para este experimento fueron: arena sílica (SAS), suelo de Tabasco (STAB), y suelo de Veracruz (SVER) y suelo del PECM (SPECM). Para este trabajo sustrato y matriz son sinónimos, no obstante, para evitar confusiones a partir de aquí, a los suelos y a la arena sílica se les llamará matrices y a la imbibición en agua, control (C_i).

4.5.1 Imbibición dentro de matrices de suelo

Para determinar el tiempo en el cual se alcanzaba la imbibición (fase II) de cada especie, se tomó una muestra de 30 semillas por cada matriz a diferentes tiempos hasta observar un peso constante. Se determinó el contenido de agua, base seca, al término de la imbibición, con el fin de determinar el contenido de humedad de las semillas alcanzado durante y al final del proceso, además se ajustaron los valores de las curvas de imbibición a funciones matemáticas para determinar la velocidad de toma de agua en masa y la cantidad total de agua tomada por las semillas durante la imbibición. Sólo para el tratamiento de AN no se registró la toma de agua durante el proceso de imbibición, únicamente se midió el contenido de humedad final alcanzado. Adicionalmente, se midió la temperatura para lo cual se colocó un HOBO dentro de cada matriz.

En el caso de *Tabebuia rosea* se enterraron 400 semillas por tipo de matriz: SAS, SVER y STAB. Las semillas permanecieron 72 h dentro de éstas y se regaron a las 48 h. Posteriormente se desenterraron y se secaron en un cuarto oscuro para después almacenarlas hasta su posterior uso en frascos de vidrio.

En el caso de *Ceiba pentandra* se enterraron 500 semillas en cada tipo de matriz: SAS, SVER y STAB, permaneciendo en STAB durante 144 h y durante 168 h en SAS y en SVER. Posteriormente se desenterraron y se secaron en un cuarto oscuro a temperatura ambiente y finalmente se almacenaron en las condiciones antes descritas. Las matrices se regaron a capacidad de campo a las 72 h y a las 120 h de iniciado el tratamiento; tiempos en los cuales el sustrato perdió su humedad considerablemente y hubo que regarlo nuevamente para que la imbibición de las semillas se completara.

De las semillas escarificadas de *Leucaena leucocephala* se enterraron 500 semillas por tipo de matriz: SAS, SVER y STAB. Dado que las semillas de esta especie son impermeables de la matriz de SAS, se desenterró un primer grupo de semillas a las 68 h de imbibición, un segundo grupo a las 115 h y un tercero y último grupo a las 172 h. En SVER se desenterraron distintos grupos de semillas a distintos tiempos: 71 h, 115 y 168 h y finalmente, en STAB se desenterraron distintos grupos a distintos tiempos: 71, 142 y 168 h. Estos tiempos se determinaron con base en la curva de imbibición de la especie en cada matriz. Las matrices se regaron a capacidad de campo a las 48, 96 y 120 h.

Para el caso de *B. cordata*, dado el pequeño tamaño de las semillas y su color claro, la curva de imbibición (C_i) se hizo con 30 semillas colocadas sobre papel filtro húmedo. En lugar de pesarlas se les midió el largo y el ancho con un vernier. No se realizaron curvas de imbibición dentro de las matrices debido a que las semillas pierden humedad muy rápidamente al ser desenterradas y por lo tanto los valores de peso pudieran ser muy imprecisos.

Se enterraron 0.5 g de semillas de *B. cordata* por tipo de matriz de suelo: SAS, STAB y SPECM y el tiempo de imbibición fue determinado al observar el máximo incremento en el volumen de las semillas antes de germinar, esto ocurrió a las 168 h dentro de las matrices.

Para *Wigandia urens*, cuyo tamaño de semillas también es muy pequeño, se colocaron cinco réplicas de 0.03 g de semillas por tipo de matriz de suelo: SAS, STAB y SPECM. Se dejaron las semillas por 72 h tiempo en el cual se observó el cambio de volumen que indicó la imbibición completa. Por las mismas razones que en *B. cordata*, en esta especie tampoco se realizaron curvas de imbibición, además de que no fue posible hacer la medición de la imbibición a partir del incremento en superficie sin que la semilla se desecara.

En el caso de *H. campechianum* se colocaron 750 semillas por tipo de matriz: SAS, STAB (suelo de origen) y SVER (suelo de otro hábitat). Las semillas permanecieron embebiéndose durante 6 días con un riego de los sustratos al tercer día. Durante el tiempo de imbibición se extrajeron dos grupos de semillas, mismos que ya habían completado su proceso hasta fase II y que, de permanecer dentro de la matriz, germinarían.

4.6 Contenido de humedad de las matrices

4.6.1 Contenido de humedad gravitacional

Se determinó el contenido gravimétrico del agua en el tiempo para cada una de las matrices de suelo utilizadas para comprobar su humedad durante del proceso de acondicionamiento mátrico en el laboratorio basados en la NOM-021-SEMARNAT-2000 Procedimiento AS05 y la Norma ASTM (D2216). Para ello se colocaron 30 muestras de cada una de las matrices utilizadas (SAS, STAB, SVER y SPECM) en canastas de tela (mismas que se utilizaron para el acondicionamiento mátrico); se regaron con agua corriente a capacidad de campo, posteriormente se extrajeron tres muestras de 50 g y se colocaron en cajas Petri para pesar (de acuerdo a la norma ASTM) cada 3 h durante el

primer día y cada 6 h a partir del segundo día durante 3 días. Adicionalmente se pesaron las cajas Petri vacías. Posteriormente, se secaron en un horno a 115°C hasta que el peso se estabilizó.

Para hacer la determinación del contenido de agua se utilizó la siguiente ecuación:

$$w = \frac{(m_1 - m_2)}{m_2 - m_3} \times 100 = \frac{m_4}{m_5} \times 100$$

donde:

w es el contenido de agua del suelo (%)

m₁ es el peso de la caja Petri + suelo húmedo

m₂ es el peso de la caja Petri + suelo seco al horno

m₃ es el peso de la caja Petri

m₄ es el peso del agua (contenido de agua del suelo utilizado)

m₅ es el peso seco de las partículas sólidas.

4.6.2 Contenido de humedad relativa

Para obtener el contenido de humedad relativa, se consideró el contenido de humedad CH (%) máximo alcanzado por cada uno de los suelos como el 100% de CH. Con base en este valor final se calcularon los porcentajes de humedad alcanzados en los diferentes tiempos analizados.

4.7 Germinación

Para todas las especies se germinaron lotes de semillas control (sin ningún pre-tratamiento), semillas con tratamiento de acondicionamiento natural (AN) y semillas con tratamientos de

acondicionamiento mátrico en SAS SVER, STAB o SPECM, en cámaras de crecimiento de ambiente controlado (Lab-Line 455 Instrument, Inc. Melrose Park Illinois) en dos condiciones de temperatura: constante 25 °C y fluctuante (25-30 °C). Bajo un fotoperiodo de 12/12 h (luz/oscuridad). El control para la germinación se le denominó (C_g).

4.8 Supervivencia

Las semillas germinadas provenientes de los distintos tratamientos de acondicionamiento natural y mátrico de *H. campechianum*, *C. pentandra*, *L. leucocephala* y *T. rosea* fueron trasplantadas cuando sus cotiledones estuvieron expandidos (entre 4-8 días después de su germinación dependiendo de la especie) en contenedores forestales de 11 cm de largo por 6 cm de diámetro con suelo de su hábitat y se mantuvieron en el invernadero ubicado en el Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Se registró, para cada especie, la supervivencia en cada tratamiento durante tres meses. Para esta parte del experimento no se incluyeron *B. cordata* y *W. urens* debido a la dificultad del trasplante de plántulas tan pequeñas y cuidados especiales propios de estas dos especies.

V. RESULTADOS

5.1 Contenido de lípidos

Las semillas con más alto contenido de lípidos fueron las de *Buddleja cordata* (31.33 ± 1.89) y con el menor contenido las de *H. campechianum* (1.58 ± 0.38 , Tabla 1).

Tabla 1. Porcentaje de lípidos en las semillas y nombre de la familia a la que pertenecen las especies.

Especie	Familia	Contenido de lípidos (%)
<i>Buddleja cordata</i> Kunth	Scrophulariaceae	31.33 ± 1.89
<i>Wigandia urens</i> (Ruiz & Pav.)	Boraginaceae	24.67 ± 4.16
<i>Tabebuia rosea</i> (Bertol.) Bertero ex A.DC.	Bignoniaceae	11.38 ± 1.69
<i>Ceiba pentandra</i> (L.) Gaertn.	Malvaceae	8.5 ± 1.4
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) Denit	Fabaceae	2.91 ± 0.61
<i>Haematoxylum campechianum</i> L.	Fabaceae	1.58 ± 0.38

5.2 Contenido de humedad de las semillas

La especie con los valores más altos de contenido de humedad base fresca y seca y libre de lípidos base seca de las semillas fue *C. pentandra* (9.36 ± 0.91 , 10.33 ± 1.13 , 11.30 ± 1.23 ; respectivamente). La especie con un menor contenido de humedad base fresca y seca fue *B. cordata* (6.38 ± 4.33 , 7.04 ± 5.21 ; respectivamente), mientras que la especie con menor contenido de humedad libre de lípidos fue *H. campechianum* (7.67 ± 0.93 , Tabla 2).

Tabla 2. Contenido de humedad (CH \pm d.e.) base fresca (BF), base seca (BS) y libre de lípidos de las especies estudiadas.

ESPECIE	C H (%)		CH LIBRE DE LIPIDOS (%)	
	BF	BS	BF	BS
<i>Ceiba pentandra</i> (L.) Gaertn.	9.36 ± 0.91	10.33 ± 1.13	10.23 ± 0.99	11.30 ± 1.23
<i>Tabebuia rosea</i> (Bertol.) Bertero ex A.DC.	8.17 ± 3.67	9.07 ± 4.36	9.21 ± 4.14	10.23 ± 4.92
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) Denit	7.79 ± 1.87	8.49 ± 2.29	8.02 ± 1.92	8.75 ± 2.35
<i>Haematoxylum campechianum</i> L.	7.01 ± 0.79	7.55 ± 0.92	7.13 ± 0.80	7.67 ± 0.93
<i>Buddleja cordata</i> Kunth	6.38 ± 4.33	7.04 ± 5.21	9.29 ± 6.31	10.24 ± 7.58
<i>Wigandia urens</i> (Ruiz & Pav.)	6.4 ± 0.33	6.84 ± .045	8.68 ± 0.2	9.27 ± 0.21

5.3 Curvas de imbibición dentro de las matrices de suelo

Al registrar el peso de las semillas enterradas dentro de cada una de las matrices de suelo, se observó que para las cuatro especies en que se hicieron las curvas de hidratación, el CH_{bs} alcanzado en cada una de las matrices no fue diferente entre ellas, ni con el C_i . Sin embargo, en todas las matrices el tiempo para alcanzar el CH_{bs} final fue mayor al C_i .

Se monitorearon tanto las curvas de imbibición de cada especie dentro de cada una de las matrices como los CH_{bs} alcanzados a una temperatura promedio en el laboratorio de 18.92 ± 2.54 °C y en campo de 21.19 ± 0.33 , 26.09 ± 0.65 y 19.36 ± 4.43 °C, en Veracruz, Tabasco y el PECM, respectivamente, se muestran en las Figs. 1 a la 4.

En *T. rosea* (Figura 1) hubo diferencias solo en la velocidad de imbibición entre las matrices de suelo ($F_{3,79} = 40.45$ $P = 0.00001$). Las semillas se embebieron más lentamente en la matriz del suelo del lugar en que se recolectaron (SVER). El CH_{bs} alcanzado dentro de cada matriz fue: STAB = $233.33 \pm 57\%$, SAS = $209.18 \pm 73.18\%$, $C_i = 200.71 \pm 40.96\%$, SVER = $193.8 \pm 73.18\%$ y AN = $173.91 \pm 59.6\%$.

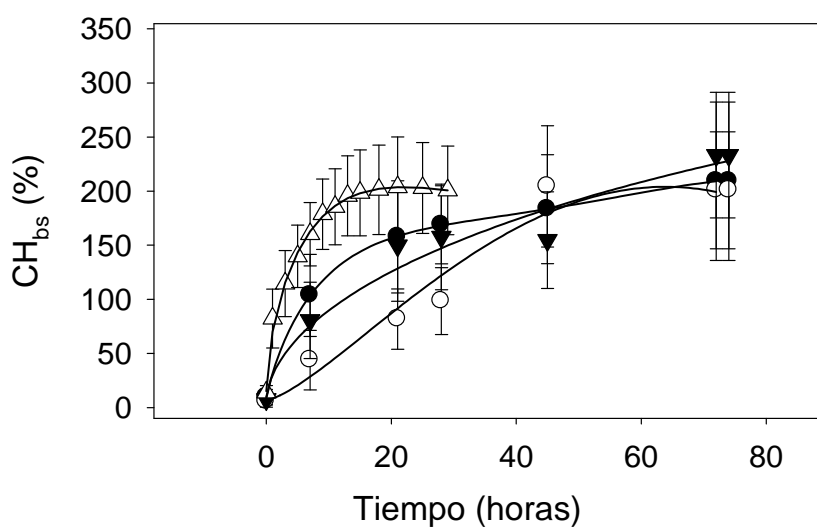


Figura 1. Curva de imbibición de *Tabebuia rosea* en distintas matrices regadas a capacidad de campo. SVER (\circ , lugar de colecta de las semillas), STAB (\blacktriangledown), SAS (\bullet) y C_i (Δ) (semillas embebidas en agua). CH_{bs} : contenido de humedad base seca.

Bajo ningún tratamiento las semillas de *C. pentandra* superaron el 100% de contenido de humedad no se encontrándose diferencias significativas entre éstos en el CH_{bs} final alcanzado ni en la velocidad ($F_{3,79} = 0.20$ $P = 0.89$) (Figura 2). Los contenidos de humedad finales alcanzados por las semillas fueron: AN = $128.36 \pm 106.95\%$, SVER = 49.61 ± 42.66 1%, AS = $43.28 \pm 48.98\%$, $C_i = 39.34 \pm 13.18\%$ y TAB = $34.4 \pm 21.74\%$.

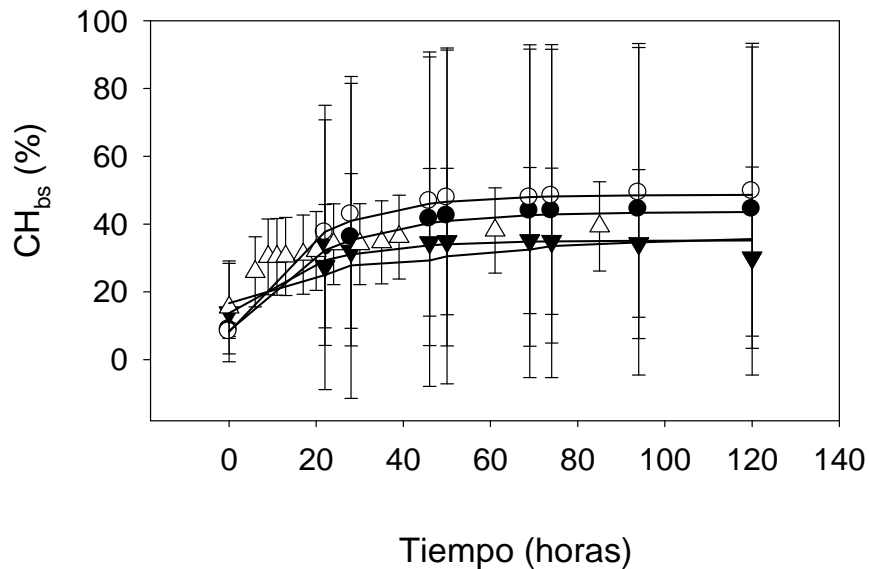


Figura 2. Curva de imbibición de *Ceiba pentandra* en distintas matrices regadas a capacidad de campo. SVER (○), STAB (▼, lugar de colecta de las semillas), SAS (●) y C_i (Δ) (semillas embebidas en agua). CH_{bs}: contenido de humedad base seca.

En *L. leucocephala* (Figura 3) se encontraron diferencias solo significativas en la velocidad de imbibición entre matrices ($F_{3,79} = 9.9$ P = 0.00001). En C_i las semillas se embebieron más rápido que todas matrices de suelo. Se encontró una gran variabilidad entre los individuos. Los CH_{bs} finales de las semillas dentro de cada una de las matrices fueron: C_i = 187.80 ± 33.71 %, STAB = 146.34 ± 203.93 %, SVER = 138.2 ± 79.93 %, AN = 117.95 ± 62.65 %, SAS = 115.02 ± 82.90 %.

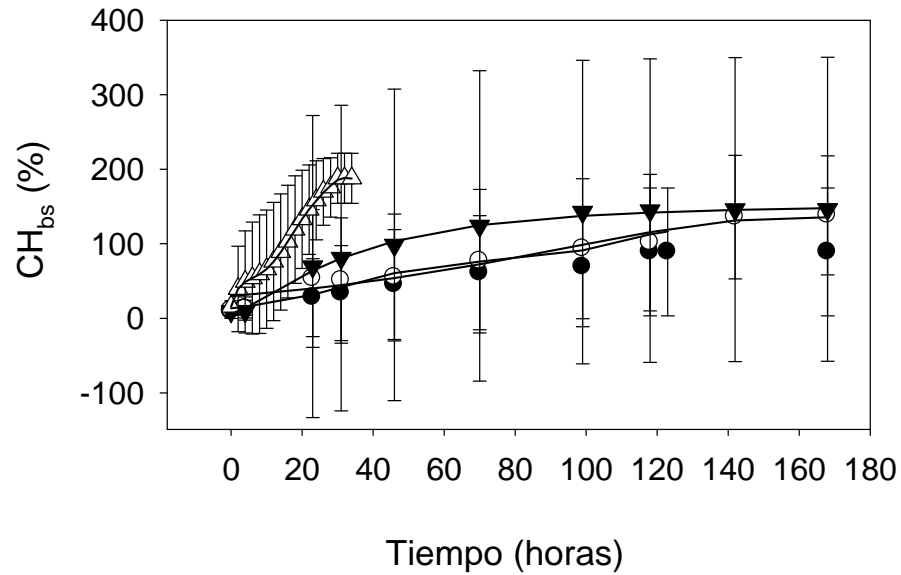


Figura 3. Curva de imbibición de *Leucaena leucocephala* en distintas matrices regadas a capacidad de campo. SVER (○, lugar de colecta de las semillas), STAB (▼), SAS (●) y C_i (Δ, semillas embebidas en agua). CH_{bs}: contenido de humedad base seca

A las semillas de *B. cordata* (Figura 4) les tomó seis días alcanzar la hidratación final en las diferentes matrices, tiempo en el que las semillas alcanzaron su tamaño máximo (TM). En agua (C_i) tardaron en alcanzar su TM (medido como el área de una elipse) 3 días, por lo que la hidratación fue más lenta en todas las matrices.

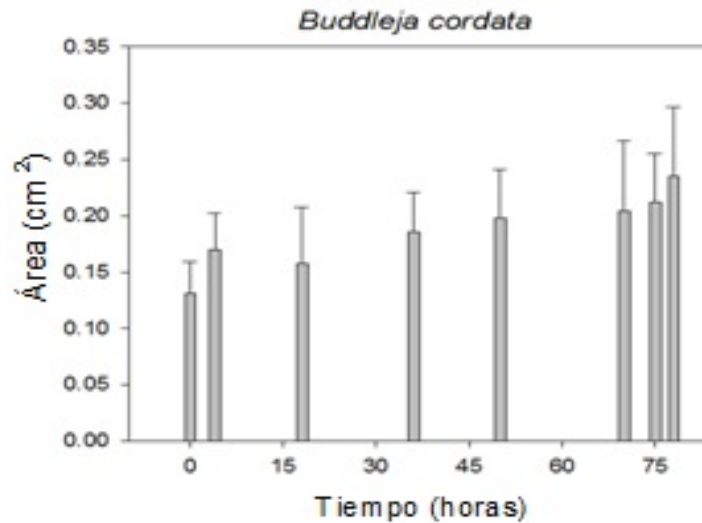


Figura 4. Incremento de tamaño de la semilla de *Buddleja cordata* durante su imbibición sobre papel filtro humedecido con agua.

En el caso de *H. campechianum* (Figura 5), se encontraron diferencias en la velocidad de imbibición entre matrices ($F_{3,79} = 21.43$ $P = 0.00001$) y en el CH_{bs} final ($F_{3,91} = 12.51$ $P = 0.00001$). Las semillas que alcanzaron el máximo CH_{bs} en un menor tiempo fueron las semillas C_i y éste CH_{bs} fue solo más alto que en las semillas de la matriz de STAB (suelo de su lugar de origen). Entre las matrices no se encontraron diferencias en la velocidad de imbibición ni en el CH_{bs} final alcanzado, como consecuencia de la alta dispersión de los datos. Sin embargo, se pudo observar que la toma de agua fue más lenta en las semillas enterradas en la matriz del lugar de origen de las semillas (Fig. 5). Los CH_{bs} de las semillas alcanzados en cada una de las matrices y sus temperaturas fueron: $C_i = 260.11 \pm 31.7\%$, $SVER = 180.14 \pm 120.94\%$, $STAB = 104.37 \pm 122.13\%$, $SAS = 105.94 \pm 132.57\%$ y $AN = 15.60 \pm 21.98\%$.

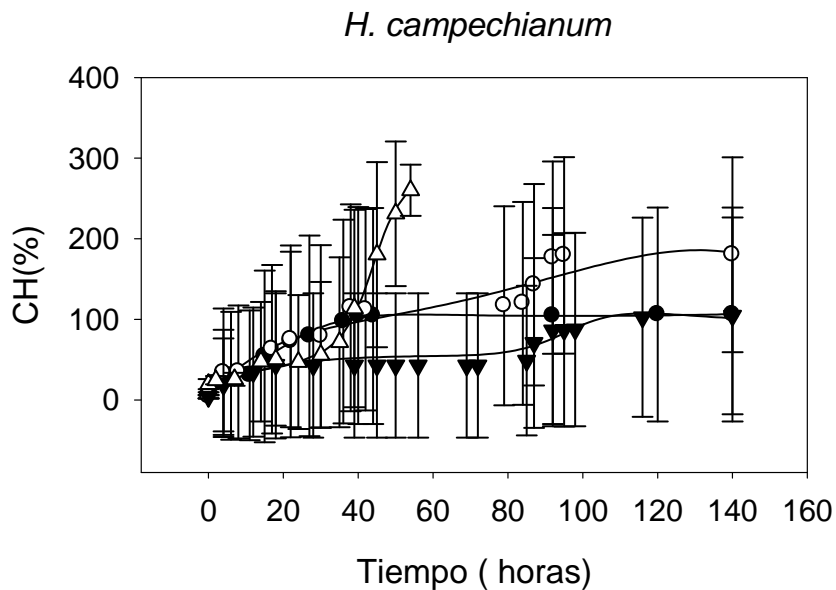


Figura 5. Curva de imbibición de *Haematoxylum campechianum* en distintas matrices regadas a capacidad de campo. SVER (○), STAB (▼, lugar de recolecta de las semillas), SAS (●) y C₁ (Δ, semillas embebidas en agua). CH_{bs} : contenido de humedad base seca.

5.4 Contenido de humedad (CH) de las matrices de suelo

El contenido de agua gravitacional de los suelos a través del tiempo disminuyó más rápidamente en SPECM en comparación con STAB, SVER y SAS, los cuales tuvieron una mayor retención de humedad por varias horas y su pérdida fue muy lenta (Figura 6A). Las matrices de suelo que conservaron menor cantidad de agua gravitacional (contenido porcentual) al final de 4 días fueron la del PECM y la SAS y los que retuvieron mayor cantidad fueron STAB y SVER, en ese orden. La matriz SAS tuvo el CH inicial y final más bajo a lo largo de los 4 días.

Las matrices de SAS, SVER y STAB tuvieron la capacidad de retener una humedad relativa del 80 al 100% con respecto a la inicial hasta 45 h (Figura 6B). Las matrices de STAB y SVER después de 92 h retuvieron una humedad relativa de aproximadamente 60%, mientras que SAS en el

mismo tiempo conservó 20%. La matriz de SPECM tuvo la menor capacidad de retención de humedad relativa y llegó a 8% después de 45 h.

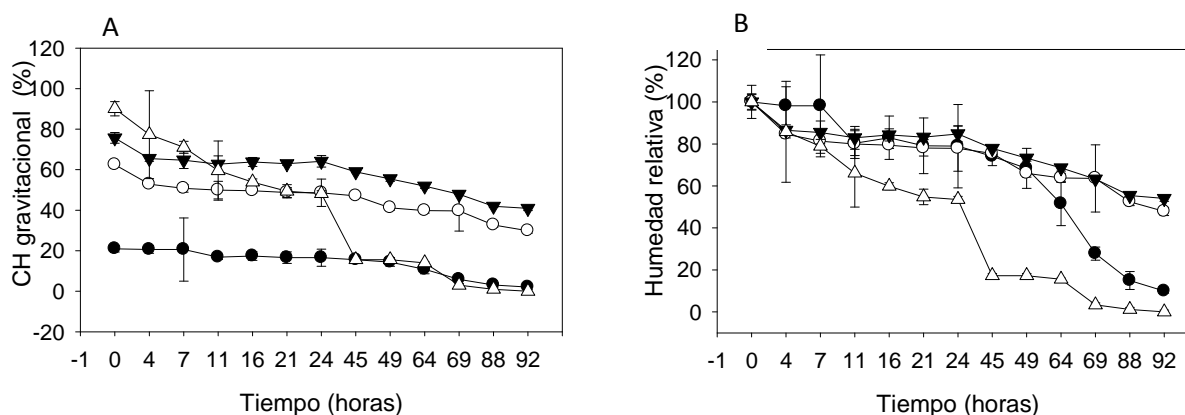


Figura 6. Curvas temporales de pérdida de contenido de humedad gravitacional (A) y de humedad relativa al peso de la muestra (B) de las diferentes matrices de suelo. Las matrices fueron arena sílica (●), Suelo de Veracruz (○), Suelo de Tabasco (▼) y suelo del Parque Ecológico de la Ciudad de México (Δ).

5.5 Germinación

En *T. rosea* se encontró un efecto significativo de los tratamientos de acondicionamiento en el porcentaje final de germinación ($F_{4,49} = 39.73$; $P < 0.05$) y de la interacción tratamiento \times temperatura de germinación ($F_{4,49} = 2.77$; $P = 0.04$), pero no de la temperatura por sí misma ($F_{1,49} = 1.43$; $P = 0.24$) (Figura 7). Las semillas germinaron más en el C_g y en las que fueron enterradas en la matriz de su sitio de origen (SVER), mientras que las semillas que fueron enterradas en campo (AN), tuvieron menores porcentajes de germinación respecto al resto de los tratamientos y al C_g. Se encontraron diferencias significativas entre temperaturas en las semillas enterradas en la matriz de su sitio de origen (SVER) y en las AN. En cuanto a la velocidad de germinación solo los

tratamientos produjeron una diferencia significativa ($F_{4,49} = 8.01$; $P = 0.0001$), y en el tiempo de inicio tanto los tratamientos ($F_{4,49} = 4.45$; $P = 0.005$) como la interacción tratamiento \times temperatura ($F_{4,49} = 3.14$; $P = 0.025$) tuvieron un efecto significativo en éste. En la velocidad los tratamientos SVER, SAS, STAB y C_g germinaron más rápido y con un tiempo de inicio menor que las semillas del tratamiento AN (Figura 7, Anexo 1.1).

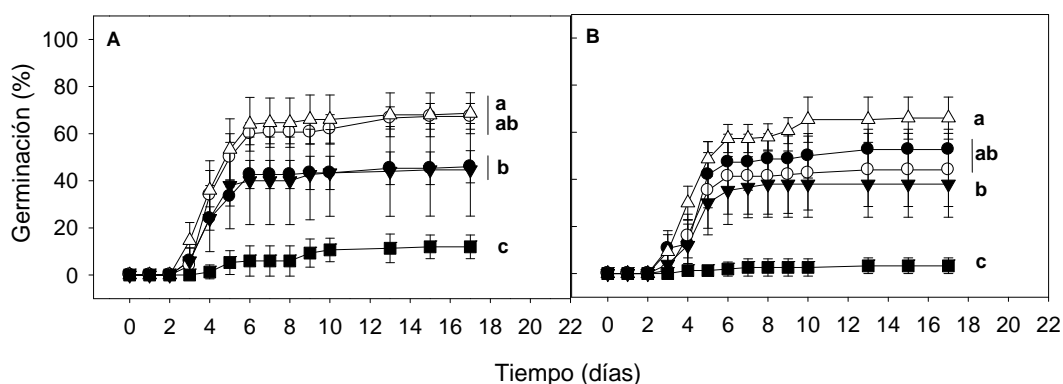


Figura 7. Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de *Tabebuia rosea* incubadas en temperatura constante de 25 °C (A) y temperatura fluctuante de 25/35°C (B). Previamente a su incubación en estas temperaturas las semillas estuvieron enterradas en SAS (●), SVER (○), STAB (▼) en el campo, en el suelo de la zona de recolecta (AN, ■) y C_g (Δ). Distintas letras minúsculas indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los tratamientos de enterramiento (Prueba de Tukey).

En el caso de *C. pentandra* solo la temperatura tuvo un efecto significativo en el porcentaje final de germinación ($F_{1,49} = 25.58$; $P = 0.00001$), éste fue mayor en temperatura fluctuante (Figura 8). En cuanto a la velocidad de germinación se observaron diferencias significativas debidas a los tratamientos de acondicionamiento ($F_{4,49} = 11.65$; $P < 0.05$), la temperatura ($F_{1,49} = 20.94$; $P < 0.05$) y a la interacción tratamiento \times temperatura ($F_{4,49} = 4.78$; $P = 0.003$). Las semillas de todos los tratamientos y el C_g germinaron más rápido a temperatura fluctuante, sin embargo, las semillas del

tratamiento de AN germinaron significativamente más rápido que el resto de los tratamientos y lo hizo aún más rápido en temperatura fluctuante. En cuanto al tiempo de inicio de la germinación, solo los tratamientos produjeron un efecto significativo en éste ($F_{4, 49} = 3.51$; $P = 0.015$). El AN fue el tratamiento que tuvo el menor tiempo de inicio de la germinación. En cuanto al tiempo promedio de germinación, la temperatura ($F_{1, 49} = 17.85$; $P = 0.0001$) y el tratamiento ($F_{4, 49} = 7.5$; $P = 0.0001$) tuvieron un efecto significativo. El tiempo promedio fue menor a temperatura fluctuante y en AN, mientras que el más lento fue el tratamiento de SAS (Figura 8, Anexo 1.2).

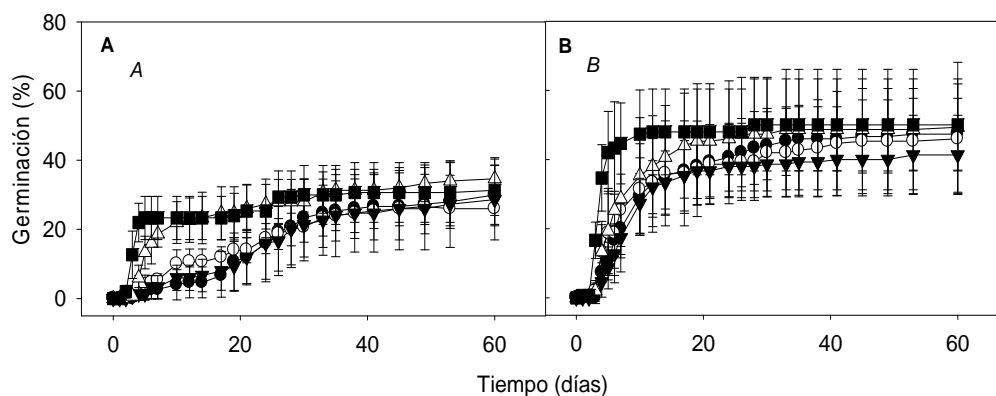


Figura 8. Curvas de germinación acumulada en el tiempo de semillas de *Ceiba pentandra* incubadas en temperatura constante de 25 °C (A) y temperatura fluctuante de 25/35°C (B). Previamente a su incubación en estas temperaturas las semillas estuvieron enterradas en SAS (●), SVER (○), STAB (▼), en el campo, en el suelo de la zona de recolecta (AN, ■) y C_g (Δ). Diferentes letras mayúsculas cursivas indican las diferencias entre los tratamientos de temperatura.

Para *L. leucocephala* (Figura 9) se observaron diferencias significativas en el porcentaje final de germinación debidas a el tratamiento ($F_{4, 49} = 2.7$; $P = 0.04$); el porcentaje fue mayor en todos los tratamientos que en C_g. El tratamiento también afecto significativamente a la velocidad de germinación ($F_{4, 49} = 9.44$; $P = 0.00001$), ocurrió lo mismo que en el porcentaje de germinación. En

el caso del tiempo de inicio el tratamiento ($F_{4, 49} = 9.18$; $P = 0.00001$), la temperatura ($F_{4, 49} = 4.47$; $P < 0.04$) y la interacción tratamiento \times temperatura ($F_{4, 49} = 9.47$; $P = 0.00001$) tuvieron un efecto significativo; todos los tratamientos tuvieron un menor tiempo de inicio que el C_g y fue menor a temperatura constante, y solo C_g tuvo un menor tiempo de inicio en temperatura constante. El tiempo promedio de la germinación fue afectado significativamente por los tratamientos ($F_{4, 49} = 24.41$; $P = 0.00001$). El tiempo promedio de germinación fue menor en todos los tratamientos que en C_g .

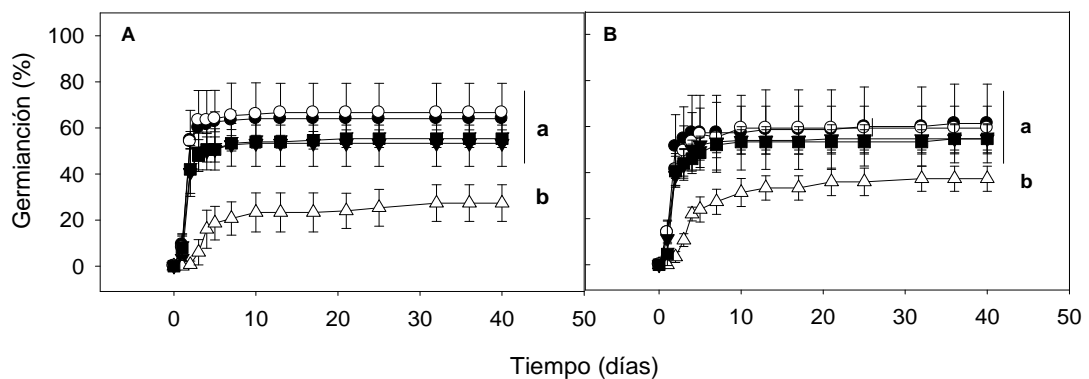


Figura 9. Curvas de germinación acumulada en el tiempo de semillas de *Leucaena leucocephala* incubadas en temperatura constante de 25 °C (A) y temperatura fluctuante de 25/35°C (B). Previamente a su incubación en estas temperaturas las semillas estuvieron enterradas en SAS (●), SVER (○), STAB (▼), en el campo, en el suelo de la zona de recolecta (AN, ■) y C_g (Δ) y. Las letras minúsculas indican diferencias significativas ($P < 0.05$, prueba de Tukey) entre los tratamientos de enterramiento.

Para el caso de *B. cordata* se encontraron diferencias significativas en el porcentaje final de germinación debidas a los tratamientos ($F_{4, 49} = 52.24$; $P = 0.00001$) (Figura 10). En todos los tratamientos y C_g hubo un porcentaje de germinación mayor que el tratamiento de SAS para ambas temperaturas. En cuanto a la velocidad de germinación, se encontraron diferencias entre

temperaturas ($F_{1, 49} = 19.18$; $P = 0.0001$) y entre los tratamientos ($F_{4, 49} = 21.11$; $P = 0.00001$). Las semillas germinaron más rápido a temperatura constante y en los tratamientos de AN, SPECM (sitio de origen de las semillas) y STAB germinaron más rápido que C_g y que en SAS. En cuanto al tiempo de inicio de la germinación fue más corto a temperatura constante en comparación con las germinadas a temperatura fluctuante ($F_{1, 49} = 21.05$; $P < 0.05$). Finalmente, en todos los tratamientos a ambas temperaturas se alcanza un tiempo promedio de germinación más corto C_g y el tratamiento de SAS ($F_{4, 49} = 28.86$; $P < 0.05$ (Figura 10, Anexo 1.4).

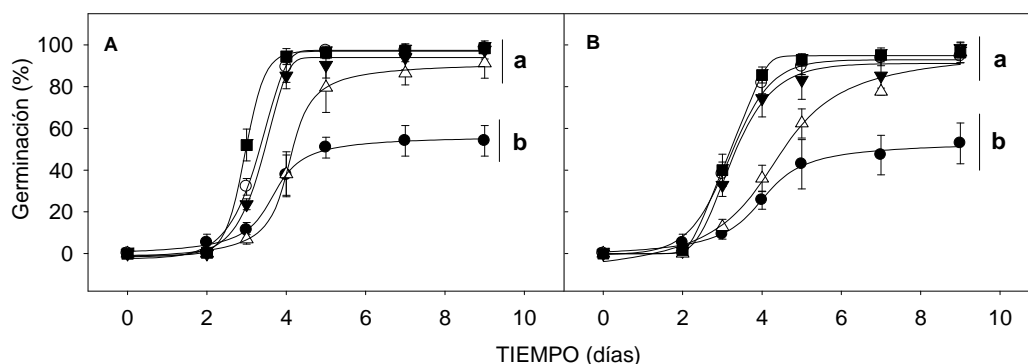


Figura 10. Curvas de germinación acumulada en el tiempo de semillas de *Buddleja cordata* incubadas en temperatura constante de 25 °C (A) y temperatura fluctuante de 25/35°C (B). Previamente a su incubación en estas temperaturas las semillas estuvieron enterradas en SAS (●), SVR (○), STAB (▼), C_g (Δ) y en el campo, en el suelo de la zona de recolecta (AN, ■). Distintas letras minúsculas indican diferencias significativas ($P < 0.05$, prueba de Tukey) entre los tratamientos de enterramiento.

Para *W. urens* se encontraron diferencias significativas en el porcentaje final de germinación debidas a los tratamientos de acondicionamiento ($F_{4, 49} = 33.25$; $P < 0.00001$). En todos los tratamientos y el C_g la germinación fue mayor que en el tratamiento de AN en ambas temperaturas (Figura 11). En cuanto a la velocidad de germinación fue afectada significativamente por la

interacción tratamientos \times temperatura ($F_{4, 49} = 3.81$ $P = 0.01$), la germinación fue mayor para el tratamiento AN a temperatura fluctuante. Sin embargo en el tiempo de inicio el tratamiento ($F_{4, 49} = 6.99$; $P = 0.002$) y la temperatura ($F_{4, 49} = 8.03$; $P = 0.0072$) tuvieron un efecto significativo; los AN, SAS y STAB tuvieron un tiempo de inicio de la germinación más corto que el C_g y que SPECM sin diferencias entre estos. En el caso del tiempo promedio el tratamiento ($F_{4, 49} = 131.66$; $P = 0.00001$), la temperatura ($F_{4, 49} = 37.55$; $P = 0.00001$) y la interacción entre estos fueron significativas ($F_{4, 49} = 7.78$; $P = 0.0001$); AN tuvo el tiempo más corto, le siguieron STAB, SAS y SPECM, que a su vez lo alcanzaron en un tiempo menor que en C_g . De manera general las semillas germinan antes y alcanzan el tiempo promedio de germinación en un tiempo menor a temperaturas fluctuantes (Figura 11, Anexo 1.5).

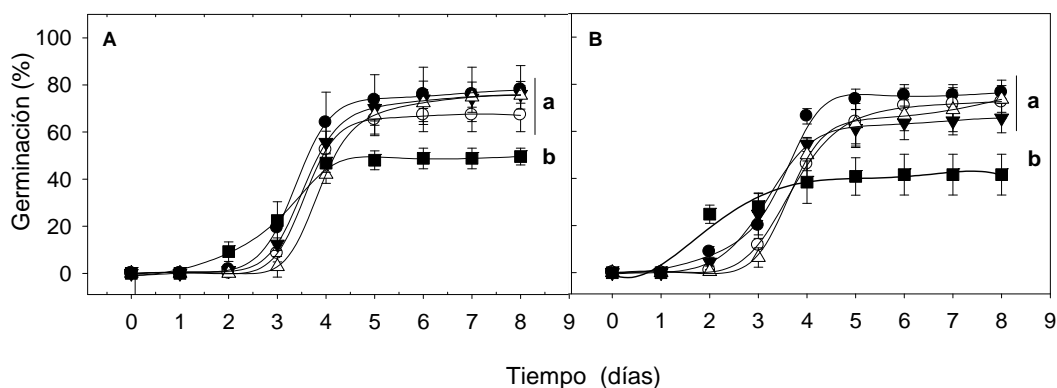


Figura 11. Curvas de germinación acumulada en el tiempo de semillas de *Wigandia urens* incubadas en temperatura constante de 25 °C (A) y temperatura fluctuante de 25/35°C (B). Previamente a su incubación en estas temperaturas las semillas estuvieron enterradas en SAS (●), SVER (○), STAB (▼), en el campo, en el suelo de la zona de recolecta (AN, ■) y C_g (Δ). Distintas letras minúsculas indican diferencias significativas ($P < 0.05$, prueba de tukey) entre los tratamientos de enterramiento.

Para *H. campechianum* se encontraron diferencias significativas en el porcentaje final de germinación debidas a los tratamientos ($F_{4, 49} = 3.35$; $P = 0.019$) y a las temperaturas de germinación ($F_{1, 49} = 43.66$; $P = 0.00001$). Las semillas germinaron más a temperatura fluctuante que a temperatura constante (Figura 12); las semillas enterradas en los tratamientos de AN y en STAB (suelo de su lugar de origen) tuvieron porcentajes de germinación más altos que C_g y en todos los tratamientos de enterramiento se observó que la germinación inició antes ($F_{4, 49} = 5.8$; $P = 0.0009$) y se alcanzó el tiempo promedio de germinación en un lapso más breve que en las semillas C_g ($F_{4, 49} = 9.42$; $P < 0.00001$) (Ver Anexo 1.6).

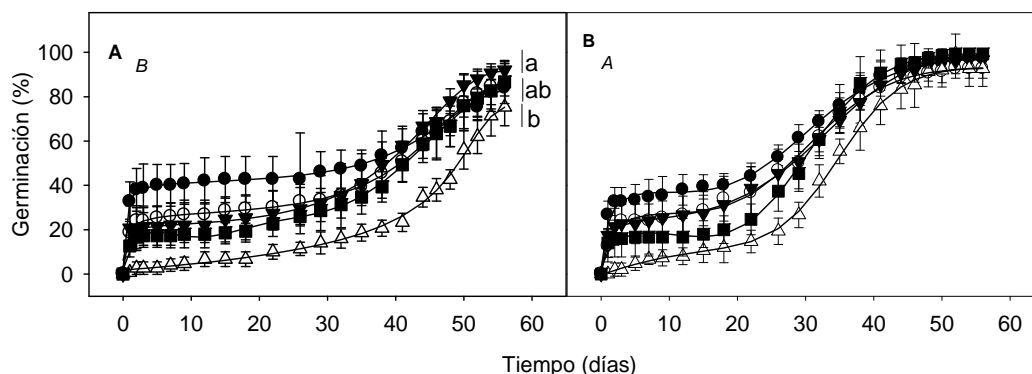


Figura. 12. Curvas temporales de germinación acumulada de semillas de *Haematoxylum campechianum* incubadas en temperatura constante de 25 °C (A) y temperatura fluctuante de 25/35°C (B). Previamente a su incubación en estas temperaturas las semillas estuvieron enterradas en SAS (●), SVER (○), STAB (▼), C_g (Δ) y en el campo, en el suelo de la zona de recolecta (AN, ■). Distintas letras minúsculas indican diferencias significativas ($P < 0.05$, prueba de Tukey) entre los tratamientos de enterramiento y las mayúsculas cursivas indican las diferencias entre los tratamientos de temperatura.

5.6 Supervivencia

En *T. rosea* se encontraron diferencias significativas debidas a los tratamientos ($\chi^2_{3, 15} = 32.3$; $P < 0.0001$), el tiempo de permanencia en el vivero ($\chi^2_{1, 15} = 759.9$; $P < 0.0001$) y a la interacción tratamiento \times temperatura ($\chi^2_{3, 15} = 77.89$; $P < 0.0001$) (Figura 13). La mayor probabilidad de sobrevivir la registraron las plántulas del tratamiento C_g (0.34), seguidas por las del tratamiento STAB (0.22), mientras que la menor probabilidad de sobrevivir la tuvieron las plántulas provenientes de SVER y SAS (0.17, y 0.17, respectivamente). La supervivencia comienza a disminuir a partir del mes y medio después del trasplante. Para el tratamiento C_g y SVER, sobreviven más aquéllas que germinaron a temperatura fluctuante a partir del mes y medio, mientras que para los tratamientos STAB y SAS sobrevivieron más las que germinaron en el tratamiento de temperatura constante (Figura 13, Anexo 2.1).

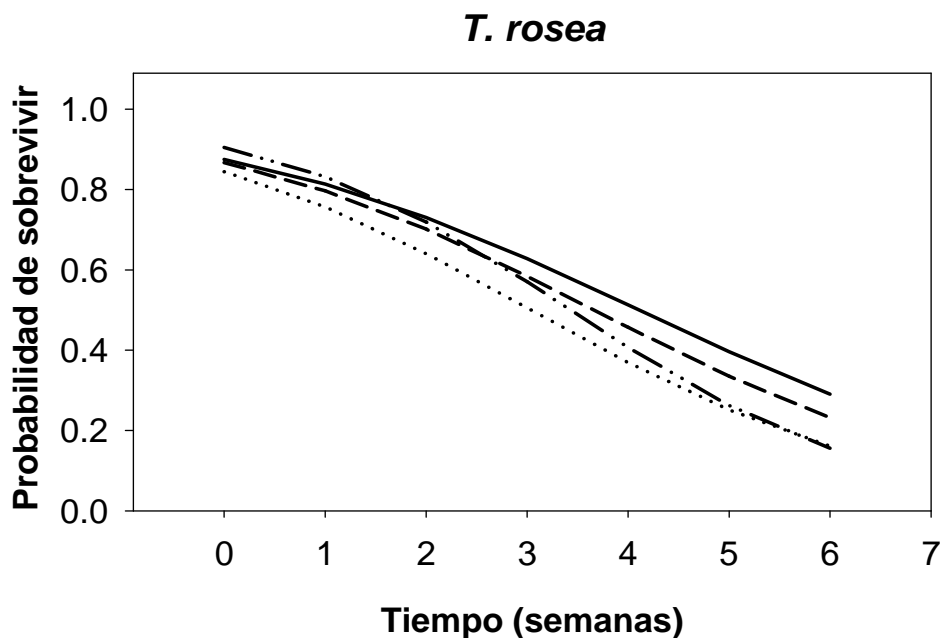


Figura 13. Supervivencia de plántulas *Tabebuia rosea* en invernadero durante tres meses. Las plántulas provienen del control (—), de semillas enterradas en los sustratos C_g (—, control), SAS (—, arena sílica), STAB (---, suelo de tabasco) y SVER (—, suelo de Veracruz).

Para *C. pentandra* se encontraron diferencias significativas debidas a los tratamientos ($\chi^2_{4, 19} = 119.84$; $P < 0.0001$), el tiempo de permanencia en el invernadero ($\chi^2_{1, 19} = 104.88$; $P < 0.0001$) y la interacción tratamiento \times temperatura ($\chi^2_{4, 19} = 29.52$; $P < 0.0001$) (Figura. 14). Las plántulas con mayor probabilidad de sobrevivir son las del tratamiento de AN (0.91), seguidas del C_g, y los tratamientos de SVER y SAS (0.74, 0.68, 0.69), y finalmente las que tienen la menor probabilidad son las que fueron enterradas en suelo de STAB (0.55) (suelo de su lugar origen). La probabilidad de morir aumenta a partir de los quince días del trasplante. Para las plántulas provenientes del tratamiento STAB sus probabilidades de supervivencia incrementan significativamente si germinaron a temperatura constante.

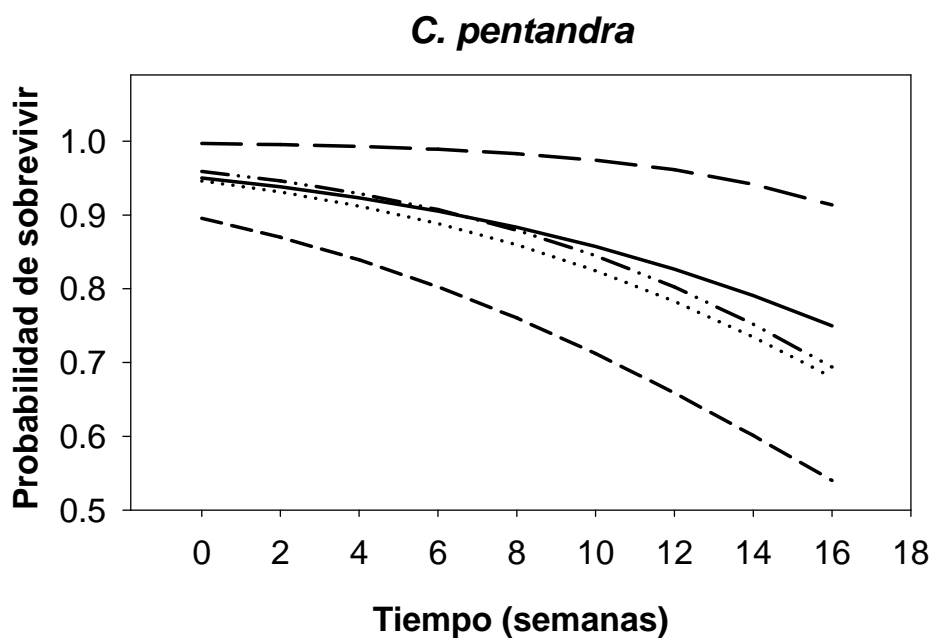


Figura. 14. Gráfica de supervivencia en invernadero de plántulas de *Ceiba pentandra*. las plántulas provienen de los siguientes tratamientos: C_g (—, control), SAS (—, arena sílica), STAB (---, suelo de tabasco), SVER (—, suelo de Veracruz) y AN (—, acondicionamiento natural).

Para *L. leucocephala* (Figura 15) solo los tratamientos ($\chi^2_{4,17} = 30.23$; $P < 0.0001$) tuvieron un efecto significativo en la supervivencia de las plántulas, tuvieron mayor probabilidad de sobrevivir las plántulas provenientes de AN (1), seguidas de SVER, C_g y SAS (0.97, 0.91, 0.92; respectivamente) y las que tuvieron menor probabilidad de sobrevivir después de tres meses fueron las que estuvieron en STAB (0.83). La temperatura a la cuál germinaron las semillas no afectó la supervivencia.

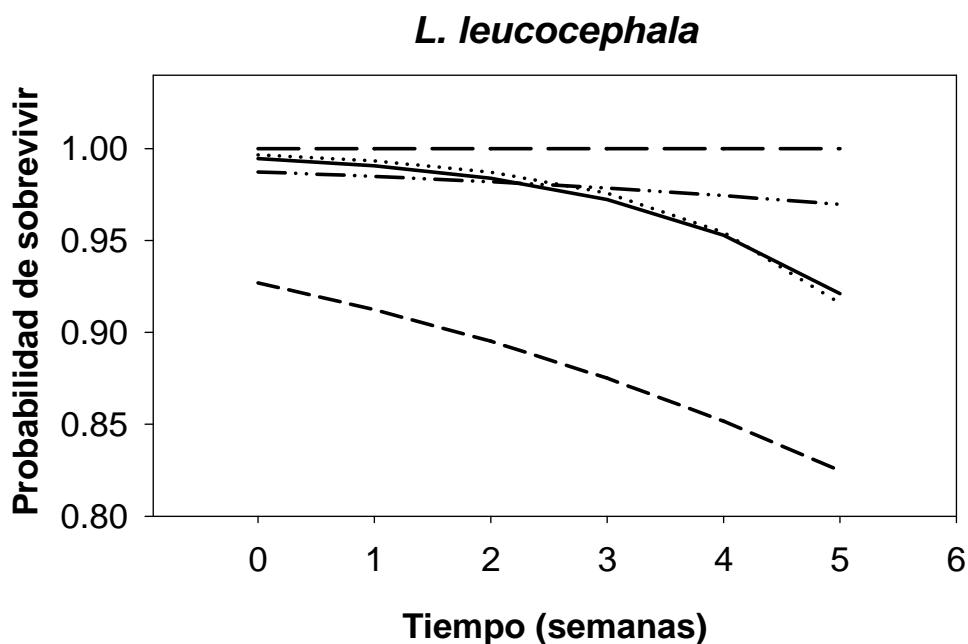


Figura. 15 Supervivencia de plántulas de *Leucaena leucocephala* en invernadero durante tres meses. Las plántulas provienen de semillas expuestas a los tratamientos: C_g (—, control), SAS (—, arena sílica), STAB (---, suelo de tabasco), SVER (—, suelo de Veracruz) y AN (—, acondicionamiento natural).

Para *H. campechianum* se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($\chi^2_{4, 19} = 210.07$; $P < 0.0001$), en el tiempo ($\chi^2_{1, 19} = 244.9$; $P < 0.0001$), la temperatura ($\chi^2_{1, 19} = 10.47$; $P < 0.0012$) y en la interacción tiempo \times tratamiento ($\chi^2_{4, 19} = 13.32$; $P < 0.0098$) (Figura 16). Las plántulas con mayor probabilidad de sobrevivir son las del tratamiento AN (0.81) seguidas de STAB (sitio de origen) y SVER (0.78 y 0.65), mientras las que tuvieron menor probabilidad de sobrevivir fueron las C_g y SAS (0.52 y 0.4, respectivamente). La probabilidad de sobrevivir disminuye a partir del primer mes de trasplante y sobreviven más las plántulas provenientes del tratamiento de temperatura fluctuante.

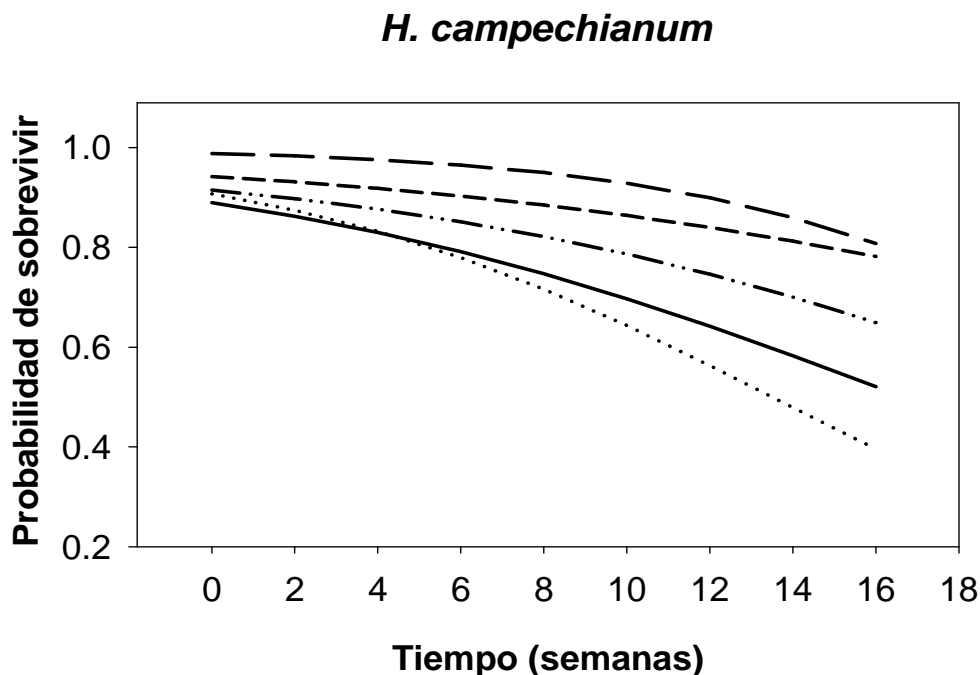


Figura 16. Supervivencia de plántulas de *Haematoxylum campechianum* en invernadero. Las plántulas provienen de semillas expuestas a los tratamientos: C_g (—, control), SAS (, arena sílica), STAB (---, suelo de tabasco), SVER (- - , suelo de Veracruz) y AN (- - , acondicionamiento natural).

VI. RESUMEN DE ACONDICIONAMIENTOS Y SUPERVIVENCIA

Tabla 3. Variables germinativas y de supervivencia que se vieron beneficiadas con los tratamientos de acondicionamiento mátrico (tres diferentes tipos de matrices) y el AN.

TRATAMIENTO	ESPECIE	VARIABLE BENEFICIADA			Supervivencia
		Germinación			
		Tiempo de inicio	Velocidad	% final de germinación	
Acondicionamiento natural	<i>Buddleja cordata</i>		X	X	
	<i>Wigandia urens</i>	X	X *		
	<i>Haematoxylum campechianum</i>			X**	X
	<i>Ceiba pentandra</i>	X	X		X
	<i>Tabebuia rosea</i>				
	<i>Leuacena leucocephala</i>	X	X	X	X
Acondicionamiento mátrico en arena sílica	<i>Buddleja cordata</i>				
	<i>Wigandia urens</i>	X		X	
	<i>Haematoxylum campechianum</i>	X	X		
	<i>Ceiba pentandra</i>				
	<i>Tabebuia rosea</i>	X	X	X	
	<i>Leuacena leucocephala</i>	X	X	X	
Acondicionamiento mátrico en suelo de su lugar de origen	<i>Buddleja cordata</i>		X	X	
	<i>Wigandia urens</i>			X	
	<i>Haematoxylum campechianum</i>	X	X	X**	
	<i>Ceiba pentandra</i>				
	<i>Tabebuia rosea</i>	X	X	X	
	<i>Leuacena leucocephala</i>	X	X	X	
Acondicionamiento mátrico en suelo distinto al de origen	<i>Buddleja cordata</i>		X	X	
	<i>Wigandia urens</i>	X		X	
	<i>Haematoxylum campechianum</i>	X	X		
	<i>Ceiba pentandra</i>				
	<i>Tabebuia rosea</i>	X	X		

	<i>Leucena leucocephala</i>	X	X	X	
Control	<i>Buddleja cordata</i>			X	
	<i>Wigandia urens</i>			X	
	<i>Haematoxylum campechianum</i>				
	<i>Ceiba pentandra</i>				
	<i>Tabebuia rosea</i>	X	X	X	X
	<i>Leucena leucocephala</i>	X*			

*A temperatura fluctuante

**A temperatura constante

VII. DISCUSIÓN

7.1 Contenido de lípidos

El contenido de humedad de las semillas guarda una relación estrecha con su contenido de lípidos, razón por la cual el contenido de humedad real de la semilla debe calcularse sin considerar el peso de los lípidos. Además los lípidos son una reserva importante que tiene que ver con la viabilidad de las semillas (Caddick, 2002).

De acuerdo con Caddick (2002) las semillas con un alto contenido de lípidos (17% o más) son más susceptibles a presentar un rápido deterioro si se encuentran en condiciones subóptimas de almacenamiento, esto es, si se encuentran almacenadas a temperaturas por arriba de los 25 °C y sometidas a humedades relativas altas. En nuestro estudio, las semillas con un mayor contenido de lípidos fueron las de las especies de *B. cordata* y *W. urens* y *T. rosea*, no obstante, las de *B. cordata* y *W. urens* pueden ser consideradas oleaginosas (Caddick, 2002), por lo que es recomendable seguir las recomendaciones para el almacenamiento de semillas ortodoxas sugeridas por Hong y Ellis (1996), ya que de esta forma se incrementaría su longevidad y su calidad para ser utilizadas en proyectos de recuperación de la cubierta vegetal y la restauración de áreas deterioradas del Distrito Federal. Afortunadamente hay en el área una amplia variedad de semillas en el Valle de México que se pueden usar con fines de restauración.

7.2 Contenido de humedad en las matrices

La capacidad de retención de humedad del suelo, depende de su estructura y de su textura, esto es, en una matriz de suelo a capacidad de campo, la retención de agua depende de qué tan compacta se encuentre, pues a medida que el agua se va perdiendo por evaporación o por infiltración, la

capacidad de retención y el volumen de agua dependen de la composición textural del suelo, que está definida, por la proporción de sus partículas: arcilla, limo y arena (Gupta y Wang, 2006). La fuerza necesaria para mover el agua retenida por dichas partículas hacia otro punto (potencial mátrico) será distinta para cada tipo de matriz o sustrato (Gupta y Larson, 1979; Gupta y Wang, 2006). En el caso de las matrices utilizadas para este estudio, la correspondiente al PECM y la de SAS mostraron el menor contenido de humedad retenido después de 92 h. Esto puede deberse a la textura arenosa de estos suelos de origen volcánico (Rzedoswki, 1954), a diferencia de las otras matrices que tienen un mayor contenido de arcilla, en especial los suelos inundables de Tabasco, que la retuvieron por más tiempo debido a la carga negativa y a los puentes de hidrógeno que las arcillas forman con el agua (Braddy y Well, 2002). Para mantener la capacidad de campo de los suelos arenosos se tuvieron que hacer riegos más frecuentes, ya que la capacidad de retención de estos suelos es pobre debido al mayor tamaño de partícula, en relación a las de arcilla, así que estos riegos se hicieron en especial en las matrices que contuvieron a las semillas de las especies que tuvieron un tiempo de imbibición más prolongado: *H. campechianum* (6 días), *C. pentandra* (5 días) y *L. leucocephala* (7 días).

7.3 Imbibición en Acondicionamiento mátrico y natural.

La imbibición de las semillas de todas las especies dentro de las matrices de suelo tuvieron una amplia dispersión en sus curvas de imbibición, aunque fueron más lentas de manera general que las semillas embebidas en agua (C_i) independientemente de la matriz utilizada. Se observaron diferencias significativas en la velocidad de imbibición y en el CH_{bs} final alcanzado entre matrices sólo para algunas especies aunque sin un patrón definido.

La hidratación de las semillas en contacto con una matriz o sustrato determinado depende del potencial mátrico del suelo y del de la semilla principalmente (Taiz y Zeiger, 2006). En un suelo a capacidad de campo el potencial hídrico es muy cercano a 0 (-0.02 en arcilla), con pocas variaciones entre los distintos sustratos para los que ha sido reportado. En el campo, las semillas pueden pasar por eventos de saturación de la matriz de suelo en los cuales el potencial osmótico jugaría el papel más importante en determinar el potencial hídrico, por ejemplo, en suelos salinos (Taiz y Zeiger, 2006; Porta *et al.*, 1999). También, las semillas pasan por eventos de hidratación-deshidratación a diferentes niveles que dependen del régimen de precipitación local de cada ecosistema. Probablemente, solo en los desiertos y en las dunas costeras las semillas llegan a estar en una matriz de suelo totalmente seca y por lo tanto, logran retener solo una cantidad mínima de agua, como las semillas que se almacenan en los bancos de semillas artificiales (Hong y Ellis, 1996). En el laboratorio, era factible que las matrices de suelo después de ser regadas a capacidad de campo y enterrar las semillas, pudieran presentar una pérdida gradual de agua a través del tiempo, tanto por la toma de agua por las semillas como por evaporación, para evitarlo se realizaron riegos posteriores, reduciendo las fluctuaciones de hidratación en el laboratorio. Lo anterior se reflejó en la falta de diferencia significativa en el CH_{b_s} final y en la velocidad de imbibición de las semillas entre las diferentes matrices.

La amplia dispersión de los datos en las curvas de imbibición de todas las especies y en todas las matrices sugiere que hay una alta diversidad morfo-funcional entre los individuos de cada población (Orozco-Segovia y Sánchez-Coronado, 2009), lo que origina una heterogeneidad en distintas características de las semillas, por ejemplo, en el caso de las Fabaceas utilizadas (*L. lecucocephala* y *H. campechianum*), puede provocar heterogeneidad en la permeabilidad de la cubierta seminal; ya que en estas especies se apreciaron grupos de semillas que se fueron

embebiendo a distintos tiempos; está reportado que para *H. campechianum* y *L. leucocephala* su germinación alcanza valores de 98% y 80% respectivamente, en periodos menores a una semana cuando reciben una escarificación mecánica (Ramírez-Sánchez, 2012; González *et al.*, 2009b), lo cual indica que la cubierta seminal, formada en especies de Fabaceae por múltiples estratos (de Souza y Marcos-Filho, 2001) y no necesariamente de un grosor homogéneo entre la población, esto cambia de manera diferencial la velocidad de toma de agua en las semillas, lo que acarreo una asincronía en la imbibición, esto puede representar una estrategia de estas especies para producir plántulas en diferentes tiempos durante la época seca y asegurar el reclutamiento (Thompson *et al.*, 1977).

Otro aspecto que se observó en todas las especies, excepto en *C. pentandra*, fue que dentro de las matrices la imbibición de las semillas siempre fue más lenta que en agua; la entrada rápida de agua a la semilla puede conducir a daño imbibicional (Bradford, 2006; Hoekstra, 2002) que se sabe ocasiona pérdida de la viabilidad y daño en los tejidos (Kovach y Bradford, 1992; Simon y Raja Harun, 1972), y posiblemente esto ocasiona también una baja germinación de las semillas, como ocurrió en *T. rosea*, por lo que, una imbibición más lenta se ha relacionado con el incremento en la longevidad y tolerancia a la desecación en semillas que fueron acondicionadas, es decir que pasaron por una imbibición lenta (Bruggink *et al.*, 1999). Se ha observado que éstas están íntimamente relacionadas (Ellis y Hong, 1994), a mayor tolerancia a la desecación, mayor longevidad. Incluso, esta relación se presenta durante la última etapa del desarrollo de las semillas, en la planta madre (Hay y Probert, 1995). En *T. rosea* además, se observó que las semillas que estuvieron en AN tuvieron pudrición, esto pudo atribuirse a que su tiempo de enterramiento en campo fue de 8 días, tiempo que fue tomado como referencia ya que otros trabajos reportaban para esta especie una germinación entre 7 y 27 días después de la siembra (Vázquez-Yanes y Batis, 1996). Sin embargo,

en este experimento ese tiempo de enterramiento fue relativamente largo para esta especie en particular, por lo que la humedad alta en el sustrato pudo haber causado la pudrición que se observó. Por lo tanto, podemos concluir que, para esta especie, la toma de agua debe de ser mucho más lenta y probablemente a potenciales hídricos más bajos de los que se emplearon en este experimento.

La imbibición de las semillas de *C. pentrandia* ocurrió de manera similar, no obstante en el tratamiento de AN alcanzó el contenido de humedad final más alto que todas las matrices en el laboratorio; en este caso, durante el enterramiento en campo, la temperatura fue 7 °C más alta que la que mantuvieron los sustratos en el laboratorio, lo que pudo ocasionar tanto diferencias en el CH_{bs} final alcanzado como en las variables germinativas (ver más adelante). Esto indica que hay varios factores involucrados en este proceso como la temperatura, la cantidad de lluvia y la frecuencia de las precipitaciones. Por otro lado, cabe resaltar que para esta especie ningún tratamiento de acondicionamiento mátrico produjo que las semillas alcanzaran CH_{bs} superiores al 100 % , y a pesar de esto tuvieron porcentajes similares a las semillas que germinaron en AN, lo que sugiere que esta especie podría ser capaz de germinar en condiciones de disponibilidad de agua limitada, o con potenciales hídricos relativamente bajos e implica las semillas pueden germinar y tolerar diversas condiciones microambientales y diferentes tipos de suelo, lo que a su vez, está relacionado con su amplia distribución en selvas bajas y medianas de América (Chinea-Rivera, 1990).

7.4 Germinación y supervivencia

Los beneficios del acondicionamiento en la germinación y en la supervivencia no son iguales para todas las semillas silvestres (Alvarado-López, 2012). En las semillas de nuestro estudio

encontramos que todos los tipos de matriz utilizados y el AN producen beneficios en las diferentes variables germinativas, sin observarse preferencias por alguno de los tipos de acondicionamiento o por una matriz en particular, sin embargo, los efectos del acondicionamiento natural no siempre se ven reflejados en las variables germinativas, sino que se expresan posteriormente en la supervivencia de plántulas.

Entre el campo y el laboratorio la temperatura en que se embebieron las semillas de *L. leucocephala*, *T. rosea*, *W. urens* y *B. cordata* no presentó variaciones importantes, Por lo que suponemos que el efecto de las matrices sobre la germinación está relacionado con el tiempo de imbibición y la disponibilidad de agua en el suelo. Por el contrario, para las semillas de *H. campechianum* y *C. pentandra* la temperatura en que ocurrió la imbibición si puede ser un factor importante que (en promedio más alta en el campo que en laboratorio) afectó la germinación después del acondicionamiento (AN y acondicionamiento en las distintas matrices). Por lo tanto, suponemos que para estas especies los factores ambientales y posiblemente también los biológicos más locales tienen influencia en el efecto del acondicionamiento natural en las semillas. Por otro lado, el factor temperatura (constante o fluctuante) a pesar de tener un efecto sobre la germinación, no se conserva después del trasplante del campo a invernadero, es decir, que la temperatura de germinación no interviene en el posterior desempeño de la plántula. Al trasladar las plántulas al invernadero, la supervivencia de las provenientes del AN siempre fue significativamente mayor, incluso que en aquéllas acondicionadas en el laboratorio en su mismo sustrato de origen, lo que apoya nuestra sugerencia de que no solo las condiciones de temperatura sino otras condiciones ambientales o bien la presencia de diferentes organismos tienen influencia en su supervivencia.

Se ha reportado que los efectos positivos de los diferentes tipos de acondicionamiento se ven expresados ante factores estresantes como la baja disponibilidad de agua (Chen *et al.*, 2010;

Karseen *et al.*, 1990), el estrés salino (Nicasio-Arzeta *et al.*, 2011), o en condiciones de campo donde existen variaciones de todo tipo (González-Zertuche, 2005; Pedrero-López, 2011). Para las especies estudiadas los beneficios del acondicionamiento sobre la supervivencia se vieron reflejados en condiciones poco controladas como lo son aquéllas de un invernadero agrícola sin ventilación.

Para *T. rosea* los mayores porcentajes de germinación coinciden con el sustrato donde la imbibición fue más lenta, tratamiento de VER (sitio de origen de las semillas) así como en el tratamiento C_g, mientras que los tratamientos que tuvieron una imbibición intermedia dentro del sustrato (matrices), también tuvieron porcentajes intermedios de germinación. Estos resultados muestran que para esta especie, la velocidad de la toma de agua es importante para optimizar su germinación. *Tabebuia* es una especie que se dispersa por el viento y su época de germinación comienza cuando concluye la fructificación (en mayo, Rodríguez Velázquez *et al.*, 2009) y por su comportamiento en almacén (intermedio) (Vázquez- Yanes *et.al.*, 1999) es muy probablemente que sea una especie que no forma banco de semillas, por lo que posiblemente germina de manera inmediata sobre la superficie del suelo. Encontramos que esta especie puede soportar un enterramiento por periodos no mayores a tres días y tener altos porcentajes de germinación; no obstante, las semillas que no se someten a este proceso pueden conservarse almacenadas en condiciones subóptimas en el laboratorio y aún así conservar una alta capacidad germinativa (hasta por un año).

Las semillas enterradas de *L. leucocephala* y *H. campechianum* siempre germinaron más rápido y con mayor porcentaje que las C_g, independientemente del sustrato en el cual se hiciera el acondicionamiento. La temperatura fluctuante favoreció la germinación de *H. campechianum* en todas sus variables, lo que puede ser sólo un requisito para ayudar a encontrar sitios favorables de establecimiento e incrementar el reclutamiento de individuos en el hábitat donde crece de forma

natural (Thompson *et al.*, 1977). Sin embargo, en ambas especies los tratamientos de acondicionamiento a ambas temperaturas siempre fueron mejores que el C_g , lo que se le puede atribuir a la toma de agua más lenta dentro de los diferentes sustratos utilizados.

Las condiciones de enterramiento en campo y en laboratorio benefician de igual forma la germinación de *L. leucocephala* por lo que se puede sugerir en primer lugar, que las características físicas del sustrato como lo es la velocidad de toma de agua más lenta es lo que le induce los beneficios del acondicionamiento, sin embargo, al evaluar la supervivencia en invernadero, se pudo observar que el tratamiento de AN indujo una ventaja sobre cualquier otro tratamiento, obteniéndose una probabilidad de sobrevivir de uno, incluso la supervivencia es mayor que la de las plántulas provenientes del acondicionamiento en su suelo de origen (SVER), pero en el laboratorio. Esto muestra que los efectos del acondicionamiento natural pueden variar dependiendo del proceso que se compare (imbibición, germinación o supervivencia). Existen factores que están involucrados en el enterramiento natural que no se encuentran al hacer el acondicionamiento de forma más controlada en laboratorio y que tienen que ver con una mayor supervivencia de *L. leucocephala*, como son la frecuencia de los pulsos de agua a la que están expuestas las semillas y la amplitud de las fluctuaciones de temperatura. Por otro lado, el principal obstáculo para la germinación de *L. leucocephala* es la latencia física, que se puede romper de manera natural en el suelo; sin embargo, en nuestro trabajo se utilizaron semillas con un pretratamiento de inmersión en agua caliente para eliminar la latencia física, por lo que no se pudieron observar los alcances del enterramiento sobre la ruptura de la latencia para esta especie.

Haematoxylum campechianum es una especie que crece principalmente en zonas con tendencia a inundarse, con sustratos muy arcillosos. Por lo tanto la imbibición en el suelo de su lugar de origen y en el campo se alcanzaron porcentajes de CH_{bs} significativamente más bajos,

104.37 ± 122.13 y 15.60 ± 21.98, respectivamente. Estos valores son tan diferentes quizá se deban a que el acondicionamiento en campo fue en la época de lluvias y solo pudo durar dos días debido a que presentan una germinación rápida y asincrónica y más días en campo produciría la germinación *in situ* de parte de la población. No obstante, en esta especie el tratamiento de AN siempre dio los resultados más favorables en su supervivencia, lo que nos hace pensar que si bien las características físicas del suelo como la capacidad de retención de agua por las partículas del mismo tienen que ver con los beneficios del acondicionamiento, las características locales del hábitat como pueden ser la frecuencia de los pulsos de agua en el AN y el tiempo de imbibición pudieran tener un efecto mayor que afecta a la germinación y a la supervivencia.

Para *C. pentandra* la temperatura fluctuante es un factor importante para acelerar e incrementar el porcentaje final de germinación, que refleja una de las características de los hábitats perturbados donde más frecuentemente crece esta especie (Vázquez-Yanes y Batis, 1999), aunque son tolerantes desde áreas inundables hasta zonas con suelos arenosos y drenaje rápido (Pennigton y Sarukhán, 1998). Para esta especie los tratamientos de acondicionamiento en laboratorio no tuvieron un efecto sobre la germinación, únicamente el AN indujo una mayor velocidad de germinación en las dos temperaturas probadas, que es el resultado más frecuente del acondicionamiento de laboratorio (Bray, 1995). Al parecer, dicha ventaja pudiera deberse o estar relacionada, al igual que en *H. campechianum*, con el mayor CH final alcanzado por las semillas cuando son enterradas en el campo. Esto sugiere que el CH alcanzado por esta especie durante el acondicionamiento es crucial para los beneficios observados en la germinación y la supervivencia.

De manera general, todos los tratamientos de acondicionamiento tuvieron efectos favorables sobre la germinación de las semillas de *B. cordata*; el tratamiento de acondicionamiento natural (AN) y el sustrato de su hábitat (SPECM) incrementaron la velocidad de germinación en relación

con el resto de los tratamientos, independientemente del régimen de temperaturas utilizado. El tratamiento de SAS obtuvo los menores porcentajes de germinación y de velocidad, probablemente debido a las bajas propiedades de retención de agua de este sustrato (solamente el 20% en relación al peso total del suelo). Para esta especie sugerimos que se usen para el AN y el acondicionamiento en laboratorio en sustratos con potenciales de retención de agua altos, ya que, al parecer, las ventajas ofrecidas por el acondicionamiento están dadas por las características físicas del sustrato. Además esta especie presenta diferencias importantes en los requerimientos de las semillas producidas en distintas épocas del año (Mendoza-Hernández *et al.*, 2010) para este trabajo se recolectaron las semillas en enero de 2012, mientras que González-Zertuche *et al.*, (2002) las recolectaron de enero a marzo. *Buddeja cordata* es una especie de áreas perturbadas de zonas templadas y suelos profundos; en el Pedregal de San Ángel crece en las grietas donde se acumula el suelo y se le considera una especie freatofita derrochadora de agua (A. Orozco obs. pers., Ramos-Palacios *et al.*, 2012).

Para *W.urens* el acondicionamiento natural sólo favoreció el tiempo de inicio y la velocidad de germinación; sin embargo, provocó los porcentajes más bajos de germinación en ambos regímenes de temperatura, contrario a lo reportado previamente por González-Zertuche (2005) quien también reporta un incremento en el porcentaje de germinación. Esto también puede relacionarse con el tiempo de enterramiento, el cual fue realizado en un periodo distinto al de estos autores. Esto sugiere que las condiciones microclimáticas y la época de enterramiento en el campo pueden estar estrechamente relacionadas con algunos de los beneficios del AN en esta especie. Además, *W. urens* exhibe una gran plasticidad en su tolerancia a las condiciones méxicas o xéricas y esto se refleja principalmente en la pubescencia de sus hojas (Cano-Santana y Oyama, 1992).

7.5 Restauración Ecológica

Uno de los principales problemas para los ecólogos de la restauración es lograr altas tasas de supervivencia en las especies vegetales introducidas (Vázquez- Yanes y Cervantes, 1993). El acondicionamiento natural es una herramienta que ha funcionado con éxito en la supervivencia de algunas especies silvestres debido a que proporciona ventajas en las variables germinativas, le confiere mayor vigor a las plántulas introducidas e incrementa la supervivencia en campo de especies silvestres (Becerra-Vázquez, 2013; Pedrero-López, 2012).

De acuerdo con los resultados obtenidos, podemos concluir que, para algunas especies, las condiciones ambientales propias del hábitat en el que se embeben y geminan las semillas tienen efectos positivos que inducen mejores respuestas de germinación, y supervivencia en relación con las condiciones de laboratorio a pesar de que la imbibición sea en el mismo sustrato (de origen de la especie). Los factores que intervienen en el acondicionamiento natural, no solo dependen de las características físicas del suelo, sino también de las condiciones climáticas y eventos meteorológicos determinados por cada hábitat, por lo que los alcances de esta técnica se convierten en un nuevo asunto que requiere más investigación.

El tipo de suelo determina la disponibilidad de agua cuando no se encuentra saturado, sin embargo, los periodos de hidratación-deshidratación a lo largo del proceso de imbibición podrían jugar un papel importante en el proceso de germinación (Dubrovsky, 1996). Para todas las especies es clara la velocidad de imbibición como un efecto que determina una mejora en la velocidad de germinación, los tiempos de inicio e incluso, en algunos casos, los porcentajes finales. Sin embargo, en la supervivencia de las plantas, dichas ventajas no se conservan, e intervienen factores propios del ambiente donde la semilla fue enterrada.

Para especies como *H. campechianum* y *C. pentandra*, el CH alcanzado en campo pudiera ser el factor determinante para incrementar la supervivencia.

Para *Wigandia urens*, por su parte, es necesaria la época de enterramiento es determinante para garantizar buenos resultados del acondicionamiento, en tanto que para *L. leucocephala* es más recomendable el acondicionamiento en laboratorio porque favorece la obtención de plántulas en un menor tiempo, lo que puede ser de utilidad para programas de forrajeo donde es generalmente utilizada (Solorio y Solorio, 2008). Sin embargo, el AN incrementa la supervivencia de las mismas, lo que puede tener mayor importancia en programas de restauración, sin embargo aún no son claros los factores involucrados en este proceso.

Para *B. cordata* la cantidad de agua es importante para un acondicionamiento adecuado. En este caso el AN al igual que los sustratos usados en el laboratorio proporcionan las condiciones adecuadas de humedad, por lo que se recomienda para esta especie acondicionamiento mátrico con sustratos que tengan una capacidad de retención de humedad elevada.

Finalmente, para *T. rosea* es recomendable un acondicionamiento que implique una imbibición más lenta, o bien un AN sin enterramiento.

Dado los resultados obtenidos, proponer una técnica generalizable que sirva para tratar a las especies silvestres no es viable; sin embargo invita a probar el efecto del acondicionamiento natural en más especies, dada la sencillez de la técnica y su bajo costo. Probar distintos tiempos de permanencia en el suelo, distintas cosechas y proveniencias de semillas es un reto que se debe afrontar para hacer, frente al cambio climático global, a la restauración una actividad exitosa que pueda ser puesta en práctica por cualquier persona.

VIII. PERSPECTIVAS

Las características de capacidad de retención de humedad sustrato, en general la lenta imbibición inducen beneficios en el acondicionamiento que se ven reflejadas en las variables germinativas de las especies estudiadas, no obstante, este trabajo mostró que el acondicionamiento en campo tiene un efecto sobre la supervivencia de las plantas, es decir que existen otras características más locales en el ambiente circundante de las semillas cuando se embeben en el campo que están implicadas en la resistencia a las plántulas, razón por la cual el siguiente paso en la investigación sería poner a prueba condiciones como la frecuencia de agua en el proceso de imbibición, la variación de temperaturas y el efecto de la biota del suelo.

IX. LITERATURA CITADA

- Alvarado-López S. 2012. Respuesta al acondicionamiento natural de las semillas de plantas del estado de Veracruz. Tesis de Maestría. Instituto de Ecología.
- Araiza RE. 2007. Efecto del endurecimiento natural, preacondicionamiento hídrico y acolchados en la supervivencia y establecimiento de *Dodonaea viscosa*. (L.)Jacq. en el Ajusco con fines de restauración ecológica. Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas (Biología Ambiental). Instituto de Ecología UNAM. México D.F.
- Archad FH, Eva D, Stibig HJ, Mayaux P, Gallego J, Richards T, Malingreau JP. 2002. Determination of deforestation rates of the world's humid tropical forests. *Science* **297**:999-1002.
- Azcón BJ, Talon M. 2003. Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw-Hill. Interoamericana. Barcelona, España. Pp 522.
- Barajas-Guzmán MG, Campo J, Barradas VL. 2006. Soil water, nutrient availability and sampling survival under organic and polyethylene mulch in a seasonally dry tropical forest. *Plant and Soil* **287**:347-357.
- Barajas-Guzmán MG. 2007. Estrategias de reforestación en selvas bajas caducifolias: Influencia del uso de acolchados en el establecimiento, sobrevivencia y crecimiento de plantas de especies nativas. Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas. Instituto de Ecología UNAM.
- Baskin CC, Baskin JM. 1998. Seeds: Ecology, Biogeography and Evolution of Dormancy and Germination. Academic Press. San Diego California. USA.
- Becerra-Vázquez AG. 2013. Efecto del acondicionamiento hídrico y natural en dos especies de la selva tropical: *Cupania glabra* (Swartz) y *Cymbopetalum baillonii* (Fries). Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas. Instituto de Ecología UNAM. México. D.F.
- Benech-Arnold RL, Sánchez RA. 2004. Handbook of seed physiology. Applications to Agriculture. The Haworth Press, Inc. New York. USA.

- Benítez-Rodríguez L, Gamboa-de Buen A., Sánchez-Coronado ME, Alvarado-López S, Soriano D, Méndez I, Vázquez-Santana S, Carabias-Lillo J, Mendoza A, Orozco-Segovia A. 2013. Effects of seed burial on germination, protein mobilization and seedling survival in *Dodonaea viscosa*. *Plant Biology* 1-8 doi:10.1111/plb.12110
- Benítez RL. 2005. Estudio Ecofisiológico de Germinación y Crecimiento de *Dononaea viscosa* (L.)Jacq. con fines de Restauración en Zonas Perturbadas del Valle de México. Tesis de Maestría en Ciencias Biológicas. Instituto de Ecología UNAM. México. D.F.
- Bewley JD. 1994. Seed germination and dormancy. *The plant cell* **9**:1055-1066.
- Bewley JD, Black M. 1983. Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination. Volume 1: Development, germination and growth. 2da. Ed. Springer-Verlag. Berlin. Alemania. Pp 306.
- Bewley JD, Black M. 1994. Seeds: Physiology and development and germination 2da. Ed. Plenum Press. New York. USA.
- Bewley JD, Black M. 1998. Seeds: Physiology and development and germination. Plenum Press. New York. USA
- Bligh EG, Dyer WJ. 1959. A rapid method of total lipid extraction on purification. *Canadian Journal of Biochemistry and Physiology* **37**: 911-917.
- Bradford KJ. 2006. Germination: internal factors affecting (physical, physiological, molecular and biochemical). In Bewley, J.D., Black, M., and Halmer, P., eds., *The Encyclopedia of Seeds: Science, Technology and Uses*. CABI Publishing, Wallingford UK.
- Bradford KJ. 1986. Manipulation of seed wáter relation via osmotic priming to improve germination under stress conditions. *Horticulture Science* **21**:1105-1112.

- Brady NC, Well RR. 2002. The nature and properties of soils. 13^{va} ed. Prentice Hall. New Jersey .
EUA.
- Bray CM. 1995. Biochemical processes during the osmopriming of seeds. En: Kigel, J., Galili, G. (eds.). *Seed Development and Germination*, 767–89. Marcel Dekker, New York.
- Brewbaker JL, L.Plucknett D, González V. 1972. Varietal variation and yield trials of *Leucaena leucocephala* (Koa Haole) in Hawaii. Hawaii Agricultural Experiment Station Research Bulletin 166. Honolulu: University of Hawaii, College of Agriculture. 29 p.
- Bruggink GT, Ooms JJJ, Van der Toorn P. 1999. Induction of longevity in primed seeds. *Seed Science Research* **9**:49-53.
- Bullock JM, Aronson J, Newton AC, Pywell RF, Rey-Benayas JM. 2011. Restoration of ecosystem services and biodiversity: conflicts and opportunities. *Trends in Ecology and Evolution*. **26**:541–549.
- Caddick L. 2005. Moisture isotherms and conversion of indices used to describe moisture relations in stored grain. <http://sgri.csiro.au/storage/moisture/conversion.html>.
- Caddick L. 2002. Store canola cool and dry to enhance oil quality. *Farmed ahead*. **132**:19-21.
- Cano-Santana Z, Oyama K. 1992. Variation in leaf trichomes and nutrient of *Wigandia urens* (Hydrophyllaceae) and its implications of herbivory. *Oecologia* **92**: 405-409.
- Cantliffe DJ.1983. Sowing primed seed. *American Vegetable Grower* **31**:42-43.
- Caseiro R., Bennett MA, Marcos-Filho J. 2004. Comparison of three priming techniques for onion seed lots differing in initial seed quality. *Seed Science and Technology* **32**(2): 365-375.
- Casenave EC, Tosseli ME. 2007. Hydropriming as a pre-treatment for cotton germination under thermal and water stress conditions. *Seed Science and Technology* **35**: 88-98.

- Chambers JC, MacMahon JA. 1994. A day in the life of a seed: movements and fates of seeds and their implications for natural and managed systems. *Annual Review of Ecology and Systematics* **25**: 263–292.
- Chen K., Arora R, Arora U. 2010. Osmopriming of spinach (*Spinacea oleraceae* L.cv Bloomsdale) seeds and germination performance under temperature and water stress. *Seed Science and Technology* **38**: 45-57.
- China-Rivera JD. 1990. *Ceiba pentandra* (L.) Gaertn. Ceiba, kapok, silk cotton tree. SO-ITF-SM-29. New Orleans, LA, EUA. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station.
- Demir I, Van De Venter HA. 1999. The effect of priming treatments on the performance of watermelon (*Citrullus lanatus*, Thunb.) Matson y Nakai seeds under temperature and osmotic stress. *Seed Science and Technology* **27**: 871-875.
- Dubrovsky JG. 1996. Seed hydration memory in Sonoran desert cacti and its ecological implication. *American Journal of Botany* **83**(5):624-632.
- El-Kebalwy A, Al-Rawai A. 2006. Effects of seed maturation time and dry storage on light and temperature requirements during germination in invasive *Prosopis juliflora*. Flora-Morphology and Distribution. *Functional Ecology of Plants* **201**: 135-143.
- Ellis RH, Hong TD. 1994. Desiccation tolerance and potential longevity in developing seeds of rice (*Oryza sativa* L.). *Annals of Botany* **73**:501-506.
- Fenner M. 1985. *Seed Ecology*. Chapman & Hall. New York. USA.
- Forget PM, Lambert JE, Hulme PE, Vander Walls B. 2005. Seed fate. Predation, dispersal and seedling establishment. CABI Publishing. Londres. Reino Unido.

- Gamboa de Buen A., Cruz-Ortega R, Martínez-Barajas E, Sánchez-Coronado ME, Orozco-Segovia A. 2006. Natural priming as an important metabolic event in the life history of *Wigandia urens* (Hydrophyllaceae) seeds. *Physiologia Plantarum* **128**:520–530.
- González EK, Arcese P. 2006. Herbivory more limiting than competition on early and established native plants in an invaded meadow. *Ecology* **89**(12): 3282-3289.
- González Y, Sánchez JA, Reino J, Montejo LA. 2009a. Effect of hydration-dehydration treatments on the germination, emergence and vigor of *Albizia lebbek* and *Gliricidia sepium* seedlings. *Pastos y Forrajes* **32** (3):1-9.
- González Y, Reino J, Machado R. 2009b. Dormancia y tratamientos pregerminativos en las semillas de *Leucaena spp.* cosechadas en suelo ácido. *Pastos y Forrajes* **32**(4): 263.
- González-Zertuche L, Orozco-Segovia A, Vázquez-Yanes C. 2000. El ambiente de la semilla en el suelo: su efecto en la germinación y en la sobrevivencia de la plántula. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* **65**:73–81.
- González-Zertuche L, Vázquez-Yanes C (in memoriam), Gamboa de Buen A, Sánchez-Coronado ME, Aguilera P, Orozco-Segovia A. 2001. Natural priming of *Wigandia urens* seeds during burial: Effects on germination, growth and protein expression. *Seed Science Research* **11**:27–34.
- González-Zertuche L. 2005. Tratamientos de endurecimiento en semillas de *Buddleja cordata* (Loganiaceae) y *Wigandia urens* (Hydrophyllaceae), dos especies útiles para reforestar o restaurar áreas perturbadas. Tesis de Doctorado. Instituto de Ecología, UNAM. México, D.F.
- Gudiño-González W.A. 2003. Pretratamientos de enterramiento en semillas de *Urera caracasana* (Jacq.) Griseb., como una herramienta para la restauración: efectos en la germinación y la tasa germinativa en un gradiente de temperatura. Tesis Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM. México D.F.

- Gupta SC, Larson WE. 1979. Estimating soil water retention characteristics from particle size distribution, organic matter percent, and bulk density. *Water Resources Research* **15**(6): 1633-1635.
- Gupta SC, Wang D. 2006. Water retention in soil. Encyclopedia of Soil Science, DOI: 10.1081/E-ESS-120042781:1864-1869.
- Halmer P. 2004. Methods to improve seed performance in the field. En: Benech-Arnold RL, Sánchez RA (eds.). Handbook of seed physiology. Applications to Agriculture. The Haworth Press, Inc. New York. USA. p 125-156.
- Harper JL, Williams JT y Sagar JR. 1965. The behavior of seeds in soil: I. The heterogeneity of soil surfaces and its role in determining the establishment of plants from seeds. *Journal of Ecology* **53**(2): 273-286.
- Hay FR, Probert RJ. 1995. Seed maturity and the effects of different drying conditions of desiccation tolerance and seed longevity in floglove (*Digitalis pupurea* L.) *Annals of Botany* **76**:639-647.
- Heydecker WP, Coolbear P. 1977. Seed treatments of improved performance, survey an attempted prognosis. *Seed Science Technology* **5**:353-425.
- Hodson MJ, Di Nola L, Mayer AM. 1987. The effect of changing temperatures during imbibition on ultrastructure in germinating pea embryonic radicles. *Journal Experimental Botany* **38** (188):525-534.
- Hoekstra FA. 2002. Pollen and spores: Desiccation tolerance in pollen and the spores of lower plants and fungi. En: Black M., Pritchard HW (eds). Desiccation and survival in plants Drying without dying. CABI Publishing. London. UK. Pp 185-206.
- Hong TD, Ellis RH. 1996. A protocol to determine seed storage behaviour. Department of Agriculture. The University of Reading. UK.

- Karseen GM, Haigh AH, Van der Toorn P, Weges R. 1990. Physiological mechanisms involved in seed priming. En: Taylorson R.B. Ed. Recent advances in the developmental germination of seeds. Plenum Press, London, New York.
- Kaur S, Gupta AK, Kaur N. 2002. Seed priming increases crop yield possibly by modulating enzymes of sucrose metabolism in chickpea. *Journal of Agronomy and Crop Science* **191**: 81-87.
- Khan AA. 1991. Preplant physiological seed conditioning. *Horticultural Reviews* **13**: 131-181
- Kissmann C, Quintao S, De Sousa LH, Vieira MC. 2010. Germination of primed seeds of *Stryphnodendron* Mart. *Revista Brasileira de Sementes* **32** (2): 26-35.
- Kovach DA, Bradford KJ. 1992. Imbibitional damage and desiccation tolerance of wild rice (*Zizania palustris*) seeds. *Journal of Experimental Botany* **43**(251):747-757.
- Marsall TJ. 1958. A relation between permeability and size distribution of pores. *European Journal of Soil Science* **9**(1):1-8.
- Marshall TJ, Rose CW. 1996. Soil Physics. Cambridge University Press. Cambridge, United Kingdom.
- Martínez G, Chacalo A. 1994. Los árboles de la Ciudad de México. Universidad Autónoma Metropolitana Azcapotzalco. México, D.F.
- Martínez-Villegas JA. 2009. Germinación de *Sedum oxypetalum* H.B.K. (*Crassulaceae*) en ambientes contrastantes del Ajusco medio, D.F. Tesis Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM. México, D.F.
- Meave J, Carabias J, Arriaga V, Valiente-Banuet A. 1994. Observaciones fenológicas en el Pedregal de San Ángel. En: Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel. Ecología, Historia natural y Manejo. 91-105.

- Méndez CF, Montiel S. 2007. Diagnóstico preliminar de la fauna y flora silvestre utilizada por la población Maya de dos comunidades costeras de Campeche, México. *Universidad y Ciencia* **23**(2):127-139.
- Mendoza- Hernández PE, Rosete-Rodríguez A, Sánchez –Coronado ME, Orozco S, Pedrero-López L, Méndez I, Orozco-Segovia A. 2013. Vegetation patches improve the establishment of *Salvia mexicana* seedlings by modifying microclimatic conditions. *International Journal of Biometeorology*. DOI 10.1007/s00484-013-0665-8.
- Mexal J, Fisher JT, Osteyoung J, Reid CP. 1975. Oxygen availability in polyethylene glycol solutions and its implications in plant-water relations. *Plant Physiology* **55**: 20-24.
- Nicasio-Arzeta S, Sánchez-Coronado ME, Orozco-Segovia A, Gamboa de Buen A. 2011. Efecto del preacondicionamiento y el sustrato salino en la germinación y el crecimiento de plántulas de maíz, (*Zea mays*) raza Chalqueño. *Agrociencia* **45**:195–205.
- Niembro RA, Vázquez-Torres M, Sánchez-Sánchez O.2010. Árboles de Veracruz. 100 especies para la reforestación. Universidad Veracruzana, Gobierno del estado de Veracruz. Ver. México.
- Niembro RA. 1986. Árboles y arbustos útiles de México Naturales e introducidos. 1° edición, México. Limusa. p 206.
- Norman M. 2000. “Buddlejaceae”. En: J.L. Luteyn, M. Flagler Cary y S. Rob Gradstein, eds. *Flora Neotropica*. Monograph 81. The New York Botanical Garden. Bronx. NewYork. p225.
- Ochoa-Gaona S, Pérez HI, Jiménez PNC. 2008. Descripción de las especies de árboles más comunes de la sierra de Tenosique, Tabasco, México. Tenosique, Tabasco. ECOSUR. p 137.
- Oliveira MdeA, Matthews S, Powell AA. 1984. The role of split seeds coats in determining seed vigour in commercial seed lots of soybean, as measured by the electrical conductivity test. *Seed Science and Technology* **12**: 659-668.

- Olvera-Carrillo Y. 2001. Estudio ecofisiológico de la germinación sobrevivencia y crecimiento de *Opuntia tomentosa* S.D. en la Reserva del Pedregal de San Ángel. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias UNAM. México D.F.
- Ordaz P. 1996. Evaluación in vitro de la actividad amebicida de compuestos obtenidos de *Buddleia cordata* sobre varias especies de *Acanthamoeba*, *Hartmannella* y *Vahlkampfia*. Tesis licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, UNAM. Tlalnepantla, Estado de México.
- Orozco-Segovia A, Sánchez-Coronado ME. 2009. Functional Diversity in seeds and its implications for ecosystem functionality and restoration ecology. En: Functional Diversity of Plant Reproduction. Gamboa de Buen A, Orozco-Segovia A, Cruz-García F. (eds.). *Research Singpost*. Kerala India.
- Ortiz Z. 1996. Actividad antibacteriana de la raíz de *Buddleia cordata*. Tesis licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, UNAM. Tlalnepantla, Estado de México.
- Padilla FM, Pugnaire FI. 2006. The role nurse plants in the restoration of degraded environments. *Frontiers in Ecology and the Environment* **4**(4):196-202.
- Parera CA, Cantliffe DJ. 1994. Presowing seed priming. *Horticultural Reviews* **16**:109-141.
- Parrotta JA. 1992. *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit. Res. Note SO-ITF-SM-52. New Orleans: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station. p8.
- Pennington TD, Sarukhán J. 2005. Árboles Tropicales de México. Manual para la identificación de las principales especies. Universidad Nacional Autónoma de México, Fondo de Cultura Económica 3ra edición, México D.F.
- Pedrero-López L. 2011. Introducción de plantas de *Dodonaea viscosa* al Parque Ecológico de la Ciudad de México con la aplicación de tratamientos robustecedores y silos de agua, con fines de restauración ecológica. Tesis de Licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. México D.F.

- Powell AA, Matthews S. 1978. The damaging effect of water on dry pea embryos during imbibitions. *Journal of Experimental Botany* **29**:1215-1229.
- Porta C, López-Acevedo R, De L Roquero. 1999. Edafología. Mundi-Prensa. Madrid, España. p 454.
- Roberts HA. 1981. Seed banks in soils. *Advances in Applied Biology* **6**: 1-55.
- Ramírez-Sánchez JV. 2012. Viabilidad de las semillas de tinto (*Haematoxylum campechianum* L.) almacenadas en condiciones de laboratorio. Tesis de Licenciatura. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. División de Ciencias Biológicas. Villahermosa, Tabasco. México.
- Ramos-Palacios R, Orozco-Segovia A, Sánchez-Coronado ME. 2012. Vegetative propagation of native species potentially useful in restoration of Mexico City's vegetation. *Revista Mexicana de Biodiversidad* **83**:809-816.
- Rodríguez-Velázquez J, Sinacai P, Jamangapé G. 2009. Frutos y semillas de árboles tropicales de México. Instituto Nacional de Ecología. p 120
- Rosete-Rodríguez A. 2011. Efecto del acolchado plástico y sombra de vegetación en el establecimiento y supervivencia de *Salvia mexicana* en el Parque Ecológico de la Ciudad de México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza UNAM. MéxicoD.F.
- Rzedowski J. 1954. Vegetación del Pedregal de San Ángel. Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. **8**(1-2):59-129.
- Rzedowski G, Rzedowski J. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2ª. ed. Instituto de Ecología A. C. y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro, Michoacán. México.
- Salisbury FB y Ross CW. 1985. Plant Physiology Wadworth Publ. Co.

- Sánchez JA, Orta R, Muñoz BC. 2001. Tratamientos pre-germinativos de hidratación–deshidratación de las semillas y sus efectos en plantas de interés agrícola. *Agronomía Costarricense* **25**:67–92.
- Shepherd KA, Macfarlane TD, Colmer TD. 2005. Morphology, anatomy and histochemistry of Salicornioideae (Chenopodiaceae) fruits and seeds. *Annals of Botany* **95**:917-933.
- Simon EW, Raja Harun RM. 1972. Leakage during seed imbibition. *Journal of Experimental Botany* **23**(77):1076-1085.
- Solorio FJ, Solorio B. 2008. Manual de manejo agronómico de *Leucaena leucocephala*. “*Leucaena leucocephala* (Guaje) una opción forrajera en los sistemas de producción animal en el Trópico”. Fundación Produce Michoacán. México.
- Soriano D., Orozco-Segovia A, Márquez-Guzmán J, Kitajima K, Gamboa- de Buen A, Huante P. 2011. Seed reserve composition in 19 tree species of a tropical deciduous forest in México and its relationship to seed germination and seedling growth. *Annals of Botany* **107**: 939-951.
- Taiz L, Zeiger E. 2006. *Plant Physiology*. 4ta ed. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Sunderland Massachusetts.
- Taylor AG, Allen PS, Bennet MA, Bradford KJ, Burris JS, Misra MK. 1998. Seed enhancements. *Seed Science Research* **8**: 245-256.
- Thompson K, Grime JP, Mason G. 1977. Seed germination in response to fluctuating temperatures. *Nature*. **67**: 147–149.
- Toselli ME. 2002. Mejoramiento de la germinación de algodón en condiciones desfavorables. Cambios en las relaciones hídricas producidos por el priming. Tesis de Magister en Ciencias Agropecuarias. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela para Graduados. Universidad de Córdoba.

- Tzortzaquis NG. 2009. Effect of pre-sowing treatment of seed germination and seedling vigour in endive and chicory. *Horticulture Science* **36**(3): 117-125.
- Ulibarri AE. 2008. Los géneros de *Caesalpinioideae* (Leguminosae) presentes en Sudamérica. *Darwiniana* **46**(1):69-100.
- Van den Beldt RJ, Bewbaker JL. 1985. *Leucaena* Wood production and use. Wimanalo, HI: Nitrogen fixing tree association. p 50
- Van der Heijden MGA, Klironomos JN, Ursic M, Moutoglis P, Streitwolf-Engel R, Boller T, Wiemken A, Sanders IR. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* **396**:69-72.
- Vázquez-Yanes C, Batis Muñoz AI, Alcocer Silva MI, Gual Díaz M, Sánchez-Dirzo C. 1999. Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. Reporte técnico del proyecto J084. CONABIO - Instituto de Ecología, UNAM.
- Vázquez-Yanes C, Batis AI. 1996. Adopción de árboles nativos valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* **58**:75-84
- Vázquez-Yanes C, Orozco-Segovia A. 1993. Patterns of seed longevity and germination in the tropical rainforest. *Annual Review of Ecology and Systematics* **24**:69-87.
- Villaseñor RJL, Espinosa G. 1998. Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Vleeshouwers LM, Bouwmeester HJ, Karsen CM. 1995. Redefining seed dormancy: an attempt to integrate physiology and ecology. *Journal of ecology* **83**:1031-1037.
- Zarate PS 1987. Taxonomic identity of *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, with a new combination. *Phytology* **63**(4): 304-306.

Zhia S, Khan MA. 2004. Effect of light, salinity and temperature on seed germination of *Limonium stocksii*. *Canadian Journal of Botany* **82**:151-157.

X ANEXOS

Anexo 1 Germinación

Tabla A1.1 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje de germinación final de *T. rosea*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	9985.62	4	51.91	<.001
Temperatura	370.885	1	1.43	0.238
Tratamiento × Temperatura	533.116	4	2.77	0.040
ERROR	12813.1	49		

Tabla A1.2 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de *T. rosea*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	4698.12	4	8.01	<.001
Temperatura	49.4418	1	0.34	0.564
Tratamiento × Temperatura	777.61	4	1.33	0.277
ERROR	11390.6	49		

Tabla A1.3 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo de inicio de germinación de *T. rosea*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	13.3735	4	4.45	0.005
Temperatura	0.0548905	1	0.07	0.788
Tratamiento × Temperatura	9.43735	4	3.14	0.025
ERROR	52.9516	49		

Tabla A1.4 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo promedio de germinación de *T. rosea*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	7.64206	4	3.32	0.019
Temperatura	0.780308	1	1.36	0.251
Tratamiento × Temperatura	6.71625	4	2.92	0.033
ERROR	38.1652	49		

Tabla A1.5 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje final de *C. pentandra*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	141.597	4	0.72	0.581
Temperatura	1252.26	1	25.58	<.001
Tratamiento × Temperatura	28.4819	4	0.15	0.964
ERROR	3380.18	49		

Tabla A1.6 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de *C. pentandra*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	3328.72	4	11.65	<.001
Temperatura	1495.87	1	20.94	<.001
Tratamiento × Temperatura	1367.2	4	4.78	0.003
ERROR	9049.38	49		

Tabla A1.7 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo de inicio de germinación de *C. pentandra*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	95.9017	4	3.51	0.015
Temperatura	21.4876	1	3.14	0.084
Tratamiento × Temperatura	66.2002	4	2.42	0.064
ERROR	457.169	49		

Tabla A1.8 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre tiempo promedio de germinación de *C. pentandra*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	461.205	4	7.50	<.001
Temperatura	274.264	1	17.85	<.001
Tratamiento × Temperatura	284.251	4	4.62	0.004
ERROR	1634.42	49		

Tabla A1.9 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje final de germinación de *L. leucocephala*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	341.646	4	2.70	0.044
Temperatura	39.4587	1	1.25	0.271
Tratamiento × Temperatura	51.0352	4	0.40	0.806
ERROR	1699.29	49		

Tabla A1.10 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de *L. leucocephala*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	182.084	1	0.62	0.436
Temperatura	11124.3	4	9.44	<.001
Tratamiento × Temperatura	517.525	4	0.44	0.779
ERROR	23606.1	49		

Tabla A1.11 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo de inicio de germinación de *L. leucocephala*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	4.05635	4	9.18	<.001
Temperatura	0.493926	1	4.47	0.041

Tratamiento × Temperatura	4.18505	4	9.47	<.001
ERROR	13.1525	49		

Tabla A1.12 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo promedio de germinación de *L. leucocephala*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	106.891	4	24.41	<.001
Temperatura	3.56606	1	3.26	0.079
Tratamiento × Temperatura	8.02906	4	1.83	0.141
ERROR	162.276	49		

Tabla A1.13 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el porcentaje final de germinación de *B. cordata*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	10056.5	4	52.24	<.001
Temperatura	11.1589	1	0.23	0.633
Tratamiento × Temperatura	297.073	4	1.54	0.208
ERROR	12289.7	49		

Tabla A1.14 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre la velocidad de germinación de *B. cordata*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	14410.6	4	21.11	<.001
Temperatura	3273.45	1	19.18	0.001
Tratamiento × Temperatura	1328.68	4	1.95	0.122
ERROR	25840.3	49		

Tabla A1.15 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo de inicio de la germinación de *B. cordata*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	7.18691	4	10.67	<.001
Temperatura	3.54479	1	21.05	<.001
Tratamiento × Temperatura	0.831867	4	1.23	0.312
ERROR	18.3002	49		

Tabla A1.16 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas sobre el tiempo promedio de la germinación de *B. cordata*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	7.31743	4	28.86	<.001
Temperatura	0.0613824	1	0.97	0.331
Tratamiento × Temperatura	0.498692	4	1.97	0.118
ERROR	10.4128	49		

Tabla A1.17 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el porcentaje final de germinación de *W. urens*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	2341.06	4	33.25	<.001
Temperatura	58.4035	1	3.32	0.076
Tratamiento × Temperatura	139.019	4	1.97	0.117
ERROR	3242.54	49		

Tabla A1.18 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas la velocidad de germinación de *W. urens*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	994.852	4	1.59	0.196
Temperatura	582.544	1	3.72	0.061
Tratamiento × Temperatura	2382.64	4	3.81	0.010
ERROR	10220.2	49		

Tabla A1.19 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el tiempo de inicio de la germinación de *W. urens*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	6.40142	4	6.99	0.002
Temperatura	1.83682	1	8.03	0.007
Tratamiento \times Temperatura	1.60787	4	1.76	0.157
ERROR	19.0009	49		

Tabla A1.20 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el tiempo promedio de la germinación de *W. urens*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	13.4336	4	131.66	<.001
Temperatura	0.957828	1	37.55	<.001
Tratamiento \times Temperatura	0.793468	4	7.78	0.001
ERROR	16.2052	49		

Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas el porcentaje final de germinación de *H. campechianum*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	702.87	4	3.35	0.019
Temperatura	2288.5	1	43.66	<.001
Tratamiento \times Temperatura	281.877	4	1.34	0.270
RESIDUOS	2096.66	40		
TOTAL (CORREGIDO)	5369.91	49		

Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas en la velocidad de germinación de *H. campechianum*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
----------------------	------	----	---	---

Tratamiento	4.67557E9	4	1.00	0.419
Temperatura	1.16746E9	1	1.00	0.324
Tratamiento × Temperatura	4.68904E9	4	1.00	0.418
ERROR	5.73702E10	49		

Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas en el tiempo de inicio de germinación de *H. campechianum*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	16.1816	4	5.80	0.009
Temperatura	1.12881	1	1.62	0.211
Tratamiento × Temperatura	3.23595	4	1.16	0.343
ERROR	48.4371	49		

Tabla A1.21 Análisis de varianza de dos vías para determinar el efecto del tratamiento y régimen de temperaturas en el tiempo promedio de germinación de *H. campechianum*. Los valores en negritas fueron significativos ($P < 0.05$).

EFFECTOS PRINCIPALES	S.C.	gl	F	P
Tratamiento	792.499	4	9.42	<.001
Temperatura	111.735	1	5.31	0.027
Tratamiento × Temperatura	409.937	4	4.87	0.003
ERROR	2155.64	49		

Anexo 2 Supervivencia en invernadero

Tabla A2.1 Salida de modelo logístico para la supervivencia de *T. rosea*

EFFECTOS PRINCIPALES	gl	L-R ChiSquare	P
Tratamiento	3	32.3039373	<.001
Temperatura	1	3.54270566	0.06
Tiempo	1	759.894514	<.001
Tiempo × Tratamiento	3	6.84356015	0.077
Tiempo × Temperatura	1	1.6704281	0.196

EFFECTOS PRINCIPALES	gl	L-R ChiSquare	P
Tratamiento × Temperatura	3	77.895107	<.001
Tiempo × Tratamiento × Temperatura	3	8.91747946	0.03

Tabla A2.2 Salida de modelo logístico para la supervivencia de *C. pentandra*

EFFECTOS PRINCIPALES	gl	L-R ChiSquare	P
Tratamiento	4	119.84374	<.001
Temperatura	1	1.44453526	0.229
Tiempo	1	104.877047	<.001
Tiempo × Tratamiento	4	2.88552633	0.577
Tiempo × Temperatura	1	0.13076268	0.717
Tratamiento × Temperatura	4	29.5193562	<.001
Tiempo × Tratamiento × Temperatura	4	0.33043235	0.988

Tabla A2.3 Salida de modelo logístico para la supervivencia de *L. leucocephala*

EFFECTOS PRINCIPALES	gl	L-R ChiSquare	P
Tratamiento	4	30.2345478	<.001
Temperatura	1	1.1369e-13	1.000
Tiempo	1	1.1369e-13	1.000
Tiempo × Tratamiento	4	4.33658688	0.362
Tiempo × Temperatura	1	0	1.000
Tratamiento × Temperatura	3	27.7753457	<.001
Tiempo × Tratamiento × Temperatura	3	2.77376053	0.428

Tabla A2.4 Salida de modelo logístico para la supervivencia de *H. campechianum*

EFFECTOS PRINCIPALES	gl	L-R ChiSquare	P
Tratamiento	4	210.070801	<.001
Temperatura	1	10.4686553	0.001

EFECTOS PRINCIPALES	gl	L-R ChiSquare	P
Tiempo	1	244.902552	<.001
Tiempo × Tratamiento	4	13.3242548	0.009
Tiempo × Temperatura	1	1.42996555	0.232
Tratamiento × Temperatura	4	8.78867914	0.067
Tiempo × Tratamiento × Temperatura	4	1.78892014	0.775