



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias

**Caracterización biológica y química
de la madera de teca (*Tectona grandis*)
en dos condiciones edafoclimáticas y su
relación con el crecimiento**

**Tesis
que para obtener el grado de**

**Doctora en Ciencias en Biosistemática,
Ecología y Manejo de Recursos Naturales y
Agrícolas**

**Presenta
Alina Luisa Ypushima Pinedo**

**DIRECTOR
Dr. Eduardo Salcedo Pérez**

Zapopan, Jalisco

13 de enero del 2015



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias

Doctorado en Ciencias en Biosistemática, Ecología y Manejo de Recursos Naturales y Agrícolas

Caracterización biológica y química de la madera de teca (*Tectona grandis* L.f.) en dos condiciones edafoclimáticas y su relación con el crecimiento

Por

Alina Luisa Ypushima Pinedo

Tesis presentada como requisito parcial para obtener el grado de:
Doctora en Ciencias en Biosistemática, Ecología y
Manejo de Recursos Naturales y Agrícolas

Aprobado por:

 _____ Dr. Eduardo Salcedo Pérez Director de Tesis e integrante del Jurado	<u>09 DIC 2014</u> Fecha
 _____ Dr. Francisco Zamora Natera Asesor del Comité Particular e integrante del Jurado	<u>09-12-2014</u> Fecha
 _____ Dr. Ricardo Manríquez González Asesor del Comité Particular e integrante del Jurado	<u>09-12-14</u> Fecha
 _____ Dr. Efrén Hernández Álvarez Asesor del Comité Particular e integrante del Jurado	<u>9/12/14</u> Fecha
 _____ Dr. J. Jesús Vargas Radillo Integrante del Jurado	<u>09-Dic-2014</u> Fecha
 _____ Dra. Laura Guzmán Dávalos Coordinadora de la Orientación en Biosistemática y Productos Bióticos	<u>09-Dic-2014</u> Fecha

"Debe evitarse hablar a los jóvenes del éxito como si se tratase del principal objetivo en la vida. La razón más importante para trabajar en la escuela y en la vida es el placer de trabajar, el placer de su resultado y el conocimiento del valor del resultado para la comunidad".

Albert Einstein

DEDICATORIA

A DIOS, por darme salud y bienestar para lograr mis metas.

A JESUCRISTO, por guiar mi caminar.

A LA VIRGEN MARÍA, nuestra Madre, quien me cuida.

A MI FAMILIA, POR SER EL MOTOR DE MI VIDA.

Mis papitos: Edith y Nelson.

Mis hermanos: Hilda, Marina, Javier, Viviana y Guillermo.

Mis sobrinos: Claudio, Nataly, Alvaro, Jesús, Grace y Suemy.

Mis cuñados: Pablo, Daniel, Ely, Over y July.

Mi tío: Diomedes.

A MIS SERES QUERIDOS Q.E.P.D., QUE SON MIS
ÁNGELES DE LA GUARDA.

Mis abuelitos: María Luisa, María Bruna, María Martina,
Emiliano y Fernando.

Mis tíos: Nelly, Gilmer y Jorge.

Mis primos: Hernán y Wilfredo.

Mis grandes amigos: Karina, Percy y Wilfredo Bonilla.

Mi Princesita.

A PERÚ Y MÉXICO, dos países maravillosos, uno que me vio nacer y el otro que me
acogió, que estarán unidos por siempre en mi ser.

AGRADECIMIENTOS

La aventura que inicié hace unos años, llamado posgrado, me ha permitido conocer gente que ha dejado huella, gente que ha colaborado de diferente manera ya sea de forma logística, resolviendo dudas y a veces aportando sólo su compañía, para que esta tesis saliera adelante; gracias a ellos, soy lo que soy. Y ahora que ha llegado el momento de pasar esta página de mi vida, no puedo hacerlo sin antes agradecerles todo lo que me han dado y espero que mi memoria pueda enumerar a todos aquellos que apoyaron en la conclusión de esta aventura.

Agradezco en forma especial a mi Director de tesis, Dr. Eduardo Salcedo Pérez, por haber contribuido en forma significativa en mi formación profesional y científica, por creer en mí, por darme ánimo en mis momentos difíciles, por su amistad. Gracias de todo corazón.

A los integrantes de mi Comité Particular, Dr. Ricardo Manríquez González, Dr. Francisco Zamora Natera, Dr. Efrén Hernández Álvarez, por compartir sus enseñanzas científicas y filosóficas, que han ayudado a que esta tesis sea lo que es.

Al Dr. J. Jesús Vargas Radillo, sinodal de la tesis, por su valioso aporte en la revisión de la tesis.

A la Dra. Laura Guzmán Dávalos, Coordinadora de la Orientación de Biosistemática y Productos Bióticos, por todas las facilidades brindadas durante el proceso de estudio.

Al cuerpo docente del Programa de Posgrado, el cual me entregó las herramientas necesarias para mi formación como Doctora, Dr. Ramón Rodríguez, Dr. Mario Ruiz, Dr. Agustín Gallegos, Dra. Carla Sánchez.

Agradezco el apoyo recibido por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) a través de su programa de becas de manutención.

A la maestra Josefina Leticia Fregoso Franco, mi gratitud eterna, por ser mi ángel y apoyarme durante mi estadía en México, la quiero mucho maestra.

A Lily y Paty, por todo el apoyo en los trabajos de laboratorio y la amistad recibida, las quiero.

Al personal académico y administrativo del Departamento de Madera, Celulosa y Papel, por su amabilidad y brindarme apoyo para que mis actividades se desarrollaran exitosamente al proporcionarme con la mayor disponibilidad los laboratorios, libros, materiales y equipos, Dr. Antonio Silva, Dr. Fernando Navarro, Dra. Yolanda González, Dr. Juan Carlos Meza, Dr. Antonio Rodríguez, Dra. Lucy Barrientos, Dr. José Anzaldo, Maestra Esther Esquivel, Maestra Hilda Palacios, Maestro Raúl Rodríguez Anda, Maestro Guillermo Ochoa, Ing. Guadalupe Hernández, Lorena, Graciela.

A mis amig@s, Edna, Arlette, Charito, Betty, Belkis, Carmelita, Nancy, Irma, David, Gabina, Isaías, Mario, Marcos, Erick, Alejandra, Rosario, Ricardo, Sara, Nadia, Fabiola, Nelly, Fernando, Hasble, Isidro, Jorge, Paola, Alexander, Fredy, Suseth, Aldo, Carolina, Milton, Guillermo, que hicieron mi vida en México una experiencia única y enriquecedora.

A mis amig@s de Perú, Francisco, Flor, Mila, Alipse, Hilda, Olga, Norma, Emilio, Milagros, Antony, Carlos, Raúl, Wagner, Manuel, Daniel, por motivarme a seguir adelante.

A los niños Ana Victoria, Jade y Leonardo, por hacerme ver la vida tan sencilla.

A Macu, por todas las atenciones recibidas y hacerme sentir en familia.

Al Dr. Roger Moya Roque, Nelly Esquivel, Javier, Verónica y Pedro, amigos que hicieron mi estancia en Costa Rica muy agradable y por toda la ayuda brindada.

Espero haber mencionado a todos, y si no lo hice, no es por desagrado, sólo fue por despiste.

¡VIVA PERÚ, CARAJOS! Y ¡VIVA MÉXICO, CABRONES!

GRACIAS A TODOS, DIOS LOS BENDIGA

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTOS	II
ÍNDICE DE FIGURAS	IX
ÍNDICE DE TABLAS	XI
RESUMEN	XII
ABSTRACT	XIV
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Características de teca	4
2.1.1. Teca en el mundo	5
2.1.2. Teca en México	6
2.2. Características anatómicas	6
2.2.1. Estructura interna de la madera	7
2.2.2. Antecedentes de características anatómicas en madera de teca	10
2.3. Formación del duramen en la madera	11
2.3.1. Duramen en árboles de teca.....	12
2.3.2. Formación de duramen en teca.....	13

2.3.3. Edad del árbol de teca en la formación del duramen	13
2.3.4. Antecedentes de proporción de duramen en teca	14
2.4. Densidad en la madera.....	16
2.4.1. Antecedentes de la densidad en la madera de teca.....	16
2.5. Durabilidad natural de la madera	18
2.5.1. Métodos para determinar la resistencia natural de la madera	19
2.5.2. Hongos de pudrición de la madera.....	20
2.5.3. Factores que favorecen el desarrollo de los hongos	22
2.5.4. Efectos de la pudrición sobre la madera.....	24
2.5.5. Antecedentes de la resistencia natural de teca.....	25
2.6. Composición química de la madera.....	27
2.6.1. Distribución de los compuestos químicos en las capas celulares.....	29
2.6.2. Actividad antifúngica de los extractos de la madera	30
2.6.3. Antecedentes de extractos e identificación de compuestos en teca.....	31
2.7. Diagnóstico nutrimental	33
2.7.1. Análisis foliar	34
2.7.2. Análisis del suelo	35
2.7.3. Funciones de los nutrimentos en las plantas	36

2.7.4. Antecedentes de nutrición en plantaciones de teca	38
2.8. Crecimiento.....	40
2.8.1. Antecedentes de crecimiento en teca	41
3. HIPÓTESIS	42
4. OBJETIVOS.....	42
4.1. Objetivo general	42
4.2. Objetivos Específicos.....	42
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	43
5.1. Áreas de estudio.....	44
5.2. Etapa de campo	46
5.2.1. Muestreo edáfico	46
5.2.2. Colecta de muestras foliares.....	46
5.2.3. Toma de datos del crecimiento de las plantaciones	46
5.2.4. Obtención de especímenes de fuste de los árboles.....	47
5.3. Etapa de laboratorio	48
5.3.1. Análisis edáfico	48
5.3.2. Análisis foliar	51
5.3.3. Caracterización anatómica	53

5.3.4. Porcentaje de duramen	54
5.3.5. Evaluación de la densidad	54
5.3.6. Evaluación de la resistencia natural al ataque de hongos.....	55
5.3.7. Determinación del contenido de extractos	59
5.3.8. Evaluación de la actividad antifúngica.....	59
5.3.9. Análisis cromatográfico	61
5.4. Análisis estadístico.....	63
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	64
6.1. Características anatómicas	64
6.1.1. Descripción microscópica	64
6.1.2. Evaluación cuantitativa microscópica	65
6.2. Determinación de la densidad básica	67
6.3. Determinación del porcentaje de duramen.....	68
6.4. Evaluación de la resistencia natural al ataque de hongos	69
6.4.1. Método bloque-suelo.....	69
6.4.2. Método bloque-agar	71
6.4.3. Comparación estadística de la resistencia entre procedencias	73
6.5. Evaluación y caracterización química de extractos del duramen.....	75

6.5.1. Determinación del contenido de extractos	75
6.5.2. Determinación de la actividad antifúngica en los extractos	76
6.5.3. Cromatografía de capa delgada (CCD) y de columna en los extractos	78
6.5.4. Determinación de la actividad antifúngica en las fracciones cromatográficas de los extractos.....	80
6.5.5. Identificación de compuestos químicos en las fracciones cromatográficas de extractos en acetato de etilo.....	83
6.6. Relación de las propiedades de la madera con las variables de crecimiento ..	87
6.7. Caracterización edáfica de los sitios y contenido nutrimental foliar	88
6.7.1. Características de los suelos	88
6.7.2. Contenido nutrimental foliar	90
6.8. Descripción del crecimiento en teca.....	91
6.9. Relación del suelo y contenido foliar con las variables de crecimiento	92
7. CONCLUSIONES	95
8. LITERATURA CITADA	97

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Segmento de tejido de madera dura mostrando A) sección transversal B) sección radial C) sección tangencial, A) 1: vaso 2: parénquima longitudinal 3: radio leñoso, B) 4: elemento vasal 5: parénquima longitudinal 6: células erectas 7: células procumbentes, 8: radio leñoso heterogéneo, 9: fibras, C) 10: radio leñoso multiseriado 11: fibras (García <i>et al.</i> , 2003).....	7
Figura 2. Estructura microscópica de una célula de madera mostrando la pared primaria, La lámina media y las paredes celulares secundarias S ₁ , S ₂ y S ₃ (Taiz y Zeiger, 2002)..	9
Figura 3. Distribución de los principales compuestos químicos de la madera en las capas celulares (Panshin y De Zeeuw, 1980).	29
Figura 4. Diagrama metodológico del trabajo realizado.....	43
Figura 5. Ubicación de la Plantación en el Estado de Veracruz.	44
Figura 6. Ubicación de la Plantación en el Estado de Nayarit.....	45
Figura 7. Secciones de corte en la madera de las dos procedencias a un aumento de 4X (a) Sección transversal-Veracruz (b) Sección transversal-Nayarit (c) Sección tangencial-Veracruz (d) Sección tangencial-Nayarit (e) Sección radial-Veracruz (f) Sección radial-Nayarit.....	65
Figura 8. Exposición de los especímenes en el ensayo bloque-suelo sometidas a los hongos (a) <i>Trametes versicolor</i> (b) <i>Glophyllum Trabeum</i> (c) <i>Phanerochaetae chrysosporium</i> y (d) el control.....	71
Figura 9. Exposición de los especímenes en el ensayo bloque-agar sometidas a los hongos (a) <i>Trametes versicolor</i> (b) <i>Glophyllum Trabeum</i> (c) <i>Phanerochaetae chrysosporium</i> y (d) el control.....	73

Figura 10. Interacción de pérdida de peso (a) Ensayo-Hongo (b) Lugar-Hongo.	75
Figura 11. Valores de AFA de extractos en hexano, acetato de etilo y metanol para (a) <i>Trametes versicolor</i> y (b) <i>Glophyllum trabeum</i> , de dos procedencias.	78
Figura 12. Cromatografía de capa delgada (CCD) de los extractos de las dos procedencias...	79
Figura 13. Fracciones cromatográficas del extracto en acetato de etilo de las procedencias: (a) Veracruz y (b) Nayarit.	80
Figura 14. Actividad antifúngica en las fracciones cromatográficas de extractos en acetato de etilo (a) AFA a una concentración de 1 mg mL ⁻¹ con el hongo <i>Trametes versicolor</i> (b) AFA a una concentración de 8 mg mL ⁻¹ con el hongo <i>Trametes versicolor</i> (c) AFA a una concentración de 1 mg mL ⁻¹ con el hongo <i>Glophyllum trabeum</i>	81
Figura 15. Muestras del crecimiento del micelio de <i>Trametes versicolor</i> en las pruebas de toxicidad en los extractos de teca. (a) Crecimiento de micelio en extracto no tóxico, (b) crecimiento de micelio a 50% del diámetro catalogado como poco tóxico y (c) poco crecimiento del micelio en extracto moderadamente tóxico.	82
Figura 16. Cromatogramas de las fracciones de los extractos en acetato de etilo de las dos procedencias (a) Fracción 1 de Veracruz (b) Fracción 1 de Nayarit y (c) Fracción 13 de Nayarit.	84
Figura 17. Posible mecanismo de fragmentación del compuesto con 278 m/z del pico 5.	85
Figura 18. Espectros de masa de los picos 1-6 identificados en los cromatogramas de la figura 15.	86
Figura 19. Altura total y diámetro a la altura del pecho de las dos procedencias.	92

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Interpretación de contenidos foliares de nutrimentos en plantaciones de teca.	53
Tabla 2. Clasificación de la resistencia natural de acuerdo a la norma ASTM D 2017-05.	58
Tabla 3. Clasificación de la resistencia natural de acuerdo a la norma EN 350-1.....	58
Tabla 4. Clasificación de la toxicidad de acuerdo a la actividad antifúngica.	61
Tabla 5. Comparación de algunas características anatómicas para vasos, fibras y radios de la madera.....	67
Tabla 6. Pérdida de peso en ensayo bloque-suelo sobre especímenes de teca.	70
Tabla 7. Pérdida de peso en ensayo bloque-agar sobre especímenes de teca.	72
Tabla 8. Análisis de varianza para pérdida de peso.	74
Tabla 9. Contenido de extractos (%) en diferentes solventes y extractos totales de teca de dos procedencias.	76
Tabla 10. Correlaciones (r) entre las propiedades de la madera con el crecimiento.	88
Tabla 11. Caracterización de los suelos evaluados de las dos procedencias.	90
Tabla 12. Contenido nutrimental foliar por procedencia.	91
Tabla 13. Correlaciones (r) entre las variables del suelo y foliar con el crecimiento.....	94

RESUMEN

Debido a la demanda y gran valor económico de la madera de teca en el mercado internacional, en México existe un creciente interés por producir madera de calidad, sin embargo la información generada al respecto es limitada, sobre todo la relacionada con el potencial de aprovechamiento y calidad de trozas generadas en los primeros aclareos de las plantaciones en diferentes condiciones edafoclimáticas de México. Por lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue evaluar las características biológicas y químicas de la madera de teca proveniente del segundo aclareo, en dos condiciones edafoclimáticas de México y su relación con el crecimiento.

La evaluación se realizó en plantaciones comerciales de teca de 9 años de dos procedencias, una en el municipio de San Blas, Nayarit de aproximadamente 50 ha y la otra en el municipio de las Choapas, Veracruz de aproximadamente 30 ha. De cada sitio se seleccionaron de manera aleatoria 8 árboles representativos de cada plantación, sin torceduras, bifurcaciones y libres de problemas fitosanitarios. De cada árbol se colectó una muestra foliar y una muestra de suelo; además, se tomaron los datos de la altura total (H) y del diámetro a la altura de pecho (DAP). También se colectó una troza de 50 cm de longitud a la altura del DAP para obtener los especímenes necesarios para los estudios de resistencia y químicos de la madera; de dicha troza se tomó una sección de 5 cm para los estudios anatómicos de la madera.

Se determinó el contenido nutrimental foliar, además se analizaron las propiedades del suelo en cada sitio. Se evaluaron los caracteres anatómicos de la madera: fibra, vasos y radios. Se determinó la densidad básica y el porcentaje de duramen. Se evaluó la resistencia al ataque de hongos xilófagos, mediante las pruebas de bloque suelo y bloque agar. Se determinó el contenido de extracto y se realizó la actividad antifúngica de los mismos. Se hizo cromatografía de capa delgada y de columna a los extractos con actividad antifúngica y se identificaron los compuestos de las fracciones que presentaron actividad. Finalmente se realizó una correlación para determinar la incidencia del crecimiento sobre las características biológicas y químicas de la madera, así como su relación con el estado nutrimental de los árboles y de las condiciones edáficas.

Se presentaron diferencias significativas por la procedencia en el diámetro total y en el lumen de fibra, grosor de pared de fibras, diámetro total y longitud de vasos. La longitud de fibras, el ancho y largo de los radios no presentaron diferencias. En el porcentaje de duramen también hubo diferencia significativa por la procedencia, siendo la proporción de duramen mayor para las maderas de Las Choapas, Veracruz. La densidad básica no presentó diferencia significativa. En relación a la resistencia del duramen al ataque de hongos, se encontró que la procedencia de la madera no tuvo efecto significativo; sin embargo, por el tipo de ensayo si hubo diferencia significativa, siendo el de bloque suelo que presentó mayor pérdida de peso. Respecto del tipo de hongo, la diferencia significativa solo fue para la especie *Trametes versicolor* quien ocasionó la mayor pérdida de peso en la madera de ambos lugares y en los dos tipos de ensayo. Se presentaron diferencias significativas en el contenido de extractos de la madera, siendo mayor la cantidad obtenida de extractos en la madera proveniente de San Blas, Nayarit; la cual no se reflejó en una mayor resistencia de la misma al ataque de hongos xilófagos. Se registró mayor actividad antifúngica en el extracto de acetato de etilo, del cual se obtuvieron fracciones cromatográficas de 3 fases móviles, resultando con actividad antifúngica sólo las fracciones de la fase móvil de acetato de etilo:hexano (1:1) y la de metanol. La identificación de compuestos para dichas fracciones, permitió generar una de las principales conclusiones del trabajo, ya que los resultados determinaron que la resistencia natural de teca frente a los hongos xilófagos, no está dada únicamente por la presencia de la tectoquinona; ya que la combinación sinérgica de ésta con otros compuestos es la que propicia esta característica en la madera de teca. Se encontró baja relación solo para algunas características anatómicas de la madera como el diámetro total del vaso, diámetro total de fibra y diámetro de lumen de fibra y moderada en la longitud de vaso y fibra con la altura. Asimismo se encontró una relación inversa entre el porcentaje del duramen y la altura total de los árboles, siendo la procedencia de Veracruz con mayor porcentaje de duramen. Con respecto al contenido de extractos, hay una relación positiva con la altura. El Ca y el K foliar se relacionaron con la altura y el DAP respectivamente, así como el Ca del suelo, pH y la CIC con la altura. Las plantaciones en ambos sitios no presentaron problemas de desarrollo ni síntomas de deficiencias respecto a las condiciones de suelo y a los contenidos de minerales determinados en la hoja.

ABSTRACT

Due to the great demand and economic value of teak wood on the international market, in Mexico there is a growing interest in producing quality wood, however the information generated in this regard is limited. Especially that related to the potential for exploitation and quality of logs generated in the first thinning of plantations in different soil and climate of Mexico. Therefore, the objective of this study was to evaluate the biological and chemical characteristics of teak wood from the second thinning in two soil and climate condition in Mexico and its relationship with growth.

The evaluation was in commercial plantations of teak with nine years, in two place: one in the town of San Blas, Nayarit approximately 50 ha and the other in the town of Choapas, Veracruz approximately 30 ha. Each site were selected randomly eight representative trees of each plantation, without twists, forks and free of phytosanitary problems. From each sample tree foliar and soil sample was collected. Additional data on the total height (H) and diameter at breast height (DBH) were taken. A log of 50 cm in length up to the DBH was also collected for the specimens needed for studies and chemical resistance of wood; a section of sample log of 5 cm for anatomical studies of wood was taken.

Leaf nutrient content was determined; besides soil, properties at each site were analyzed. Anatomical characters were evaluated such as fiber, vessels and rays. In addition, the specific gravity was determined percentage of heartwood. Resistance to attack by decay fungi was evaluated by testing ground block and block agar. Extract content was determined and antifungal activity thereof was performed. Thin layer chromatography column and extracts made with antifungal activity of the compounds and the fractions with activity were identified. Finally, a correlation was performed to determine the impact of growth on biological and chemical wood characteristics and their relation to the nutritional status of trees and soil conditions.

Significant differences from the origin in the overall diameter and the fiber lumen, fiber wall thickness, diameter and overall length of vessels presented. The fiber length, width and length of the radios did not differ. The percentage of heartwood also significant difference for the origin, the proportion of heartwood was greater for timber from Las Choapas, Veracruz. Regarding heartwood resistance to fungal attack, it was found that the origin of the wood had no significant effect. However, the type of test whether there were significant differences, being the soil block which provided greater weight loss. Respect on the type of fungus, the difference was significant only for the species *Trametes versicolor*, who caused the greatest weight loss in the wood of both places and both test types. There were significant differences in the content of extracts of wood, with a greater amount extracts obtained from wood from San Blas, Nayarit. This was not reflected in increased resistance of it to decay fungi attack. Greater antifungal activity was recorded in the ethyl acetate extract, chromatographic fractions which 3 mobile phases was obtained. Only fractions of the mobile phase of ethyl acetate:hexane (1:1) and methanol had antifungal activity. The identification of compounds for these fractions allows to generate a major conclusions of this work, since the results determined that the natural resistance against the teak wood decay fungi, is not given only by the presence of tectoquinone; since the synergistic combination of this with other compounds is the one that offers this feature in teak wood. Low relation only for some anatomical characteristics of wood as the overall diameter of the vessel, the total fiber diameter and fiber lumen diameter and moderate in length and fiberglass with height was found. In addition, an inverse relationship between the percentage of heartwood and total tree height was found to be the source of Veracruz highest percentage of heartwood. Concerning the content of extracts, there is a positive relation to height. The foliar Ca and K were related to height and DAP respectively, and soil Ca, pH and CEC with height. Plantations at both sites showed no developmental problems or symptoms of deficiencies regarding the conditions of soil and mineral contents determined in the leaf.

1. INTRODUCCIÓN

En las últimas décadas las plantaciones forestales comerciales han tenido mayor auge a nivel mundial siendo las especies del género *Pinus* las que abarcan mayor superficie con poco más del 20%, le siguen en orden decreciente especies de los géneros *Eucalyptus* (10%), *Hevea* (5%), *Acacia* (4%) y *Tectona* (3%). Otras latifoliadas en conjunto ocupan un 18% y otras coníferas diferentes del género *Pinus* ocupan un 11% (CONAFOR, 2011). En México la superficie con plantaciones forestales comerciales se ubican principalmente en los Estados de Campeche, Veracruz, Tabasco, Chiapas, Nayarit y Michoacán. De acuerdo a registros de CONAFOR (2013), la superficie de las principales especies maderables establecidas en plantaciones son: *Cedrela odorata* (22.2%), *Eucalyptus spp.* (19.2%), *Gmelina arborea* (13.7%), *Pinus spp.* (13%), *Tectona grandis* (12.4%) y *Swietenia macrophylla* (4.6%). La superficie plantada de teca en México se ha incrementado de 141 ha en 2001 a un total acumulado para 2013 de casi 20,000 ha que representa más del 12%, sustituyendo a otras especies nativas que registran menores superficies.

Teca (*Tectona grandis* L.f.) es una especie atractiva para inversionistas y productores forestales por su alto valor comercial, que hasta el 2006 la madera de teca para aserrío proveniente de bosques naturales y plantaciones de más de 40 años de edad, tenía un valor comercial que iba de 225 a 1,000 dólares por m³ dependiendo del tamaño y su calidad (Anantha, 2006). Asimismo es utilizada en programas de reforestación por su rápido crecimiento y calidad de la madera, fustes rectos, resistencia a plagas, entre otras características (Chávez y Fonseca, 1991; FAO, 1992).

El área estimada plantada de teca en 52 países es de 4.35 millones de hectáreas (Kollert y Cherubini, 2012). De acuerdo con reportes de la ITTO (2010), Asia representa la mayor área de plantación con 83%, seguido de África con 11% y América tropical con 6% (Trinidad, Panamá, Costa Rica, Venezuela, Honduras, Ecuador y recientemente en México). En los últimos 10 años las plantaciones de teca más importantes se ubican en Ibero América, exportando troncos jóvenes hacia India, Europa y Estados Unidos de Norteamérica, cuyo periodo de corta se estima que se encuentra entre los 20 a 25 años de edad (Anantha, 2006).

Por otro lado, las plantaciones forestales comerciales tienen como principal finalidad, disminuir la presión de aprovechamiento de bosques naturales evitando la deforestación y teniendo prioridad las superficies improductivas con vocación forestal (CONAFOR, 2011). En este sentido, todas las plantaciones independientemente si se trata de especies nativas o introducidas, ofrecen además del producto maderable, otros beneficios menos tangibles económicamente pero de gran importancia como: mejorar la calidad del aire, captura de carbono, restablecer el hábitat natural de la fauna, incrementar la recarga de mantos acuíferos, disminuir la erosión y pérdida de suelo, así como beneficios sociales, paisajismo y recreación (Carballo, 1994; FAO, 2007).

En México, se ha impulsado el establecimiento de plantaciones con incentivos económicos, en sitios con condiciones ecológicas y edáficas variadas, en muchos casos sin tomar en cuenta las condiciones de sitio, la fertilidad del suelo y los requerimientos nutricionales de la especie, algo que también señaló Vaides (2004) que para plantaciones de teca, gran parte de los interesados consideran solo la producción maderable futura, sin tomar en cuenta los requerimientos básicos para su adecuado crecimiento que afecta las propiedades de la madera, lo que modifica su calidad y repercute en el proceso de aprovechamiento e industrialización (Cutter *et al.*, 2004; Saranpää, 2003).

En diversos países hay estudios que relacionan las características físicas y químicas del suelo con la tasa de crecimiento, acumulación de biomasa y propiedades de la madera (Mollinedo, 2003; Montero, 1999). En este sentido Bhat y Priya (2004), establecieron que la madera de teca procedente de sitios de baja fertilidad produce una baja resistencia mecánica, atribuida a una mayor cantidad de parénquima y bajo contenido de fibras. También se reconoce que las condiciones del sitio de las plantaciones influye en la formación del duramen, en las propiedades físicas y mecánicas de la madera y en su composición química (Bhat *et al.*, 2005; Kokutse *et al.*, 2004; Pérez y Kanninen, 2003; Thulasidas y Bhat, 2007). Algunos estudios como los de Alvarado y Fallas (2004) realizados en Costa Rica, reportan que en valores de pH menores a 6, el incremento medio anual de la altura se reduce de 3.9 a 1.5 m año⁻¹, mientras que niveles superiores a 6.8% de calcio promueven un aumento en el crecimiento, lo cual ha sido confirmado

por Mollinedo *et al.* (2005) para plantaciones de Panamá. Por otro lado, Alvarado *et al.* (2004) afirman que el nivel de pH menor a 5.5 altera los niveles de micorrizas de las raíces, afectando el crecimiento de los árboles. Para México no se encuentra información científica disponible ni se cuenta con trabajos de investigación que aporten evidencias útiles del comportamiento de la especie a las condiciones edafoclimáticas de los sitios de plantación.

Por lo antes expuesto y por la cada vez mayor cantidad de trozas provenientes de los raleos que se realizan en numerosas plantaciones en diferentes partes de México, se hace necesario estudiar el comportamiento de dichas plantaciones considerando diferentes procedencias para contar con resultados más representativos, considerando las condiciones edáficas y contenido nutrimental foliar que influyen en el crecimiento de teca. Por lo que en la presente investigación se evaluó las características de algunos elementos celulares de la madera (fibras, vasos y radios), el porcentaje de duramen, densidad básica, resistencia natural al ataque de hongos xilófagos, contenido de extractos e identificación de compuestos; así como se relacionaron las condiciones edáficas, el contenido nutrimental foliar, las características biológicas y químicas de la madera con el crecimiento de teca en el trópico mexicano.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Características de teca

Teca (*Tectona grandis*) es una especie arbórea decidua perteneciente a la familia Verbenaceae originaria de India, Birmania, Tailandia, Java e Indonesia, en estado adulto el árbol es recto de hasta 30 m de altura y 80 cm de diámetro (Jayaraman, 2011). En la mayoría de los países donde se ha introducido es conocida como teca o teak (en inglés), sin embargo, sus nombres varían según el país o región. Por ejemplo, en India se le denomina sagun, sagon, sagan, skhu, toak, shilp tru, o Indian oak, o teck (como se le conoce también en Francia, Inglaterra y Holanda). En Indonesia se le llama jati, deleg y kulidawa. En Birmania es conocida como Kyun, y en Laos y Tailandia se le llama sak y mai-sak, respectivamente (Fonseca, 2004). En lo que se refiere a características botánicas, sus flores son pequeñas, blancas y perfectas. La floración se presenta aproximadamente 2 meses luego de finalizar la temporada lluviosa y esta especie produce semillas viables a partir de los 3 años. Las mejores cosechas de semillas son obtenidas en plantaciones no mayores a 20 años (Francis, 2003). Para su óptimo desarrollo y crecimiento la teca requiere un clima cálido húmedo, con precipitaciones de 1,270 a 3,800 mm anuales, sin embargo, para la producción de madera de buena calidad la especie requiere una estación seca de por lo menos cuatro meses con 60 mm de precipitación como mínimo, temperatura mínima mensual superior a 13°C, máxima por debajo de 40°C y altitud entre los 200 y 900 m (Prasad y Vanlalremkimi, 2008). El suelo debe ser profundo, fértil, húmedo, aireado, con buen drenaje, textura franco arenosa y pH de 6.5 a 7.5, por abajo del rango puede morir y por arriba su crecimiento se inhibe. Cuando el suelo es poco profundo o muy delgado se presenta muerte descendente. Debe plantarse en terrenos aluviales, ondulados con abundante materia orgánica. Es una especie heliófila y con poca tolerancia a la competencia por luz (Chávez y Fonseca, 1991). Entre las múltiples cualidades de su madera destaca su alta estabilidad dimensional, alta durabilidad natural y resistencia al biodeterioro; su color marrón dorado, vetado y textura la hacen altamente decorativa, es fácil de trabajar y se usa en la elaboración de una amplia gama de productos para exteriores e interiores (Tamarit y López, 2007; Thulasidas *et al.*, 2006). Por las excelentes propiedades tecnológicas de su madera tiene

alta demanda en el mercado internacional, es usada como estándar de comparación con otras maderas y por su alta reputación es considerada en todo sentido la madera más valiosa del mundo y bien podría ser catalogada como la reina de todas las maderas (Hallett *et al.*, 2011).

2.1.1. Teca en el mundo

El cultivo de teca comenzó en la India en el decenio de 1840 y alcanzó niveles significativos a partir de 1865. El primer país fuera de Asia donde se introdujo la teca fue Nigeria, en 1902 (Pandey y Brown, 2000). Fonseca (2004), señala su introducción en América tropical entre 1913 y 1916 en Trinidad y Tobago, a partir de semillas procedentes de Myanmar. En Costa Rica se introdujo esta especie en 1926, siendo Sri Lanka el origen de la semilla, y a partir de esta procedencia se enviaron semillas al resto de Centroamérica y el Caribe (Fonseca, 2004; Francis, 2003). Teca como material vegetal ha sido ampliamente distribuida, exportándose semilla de Trinidad a Belice, Antigua República Dominicana, Jamaica, Costa Rica, Cuba, Colombia, Venezuela, Haití, Puerto Rico, Ecuador, Argentina, Guatemala, El Salvador, Honduras, Nicaragua, Panamá, Guayana Francesa y México (Fonseca, 2004). Es una especie forestal maderable plantada a gran escala en los trópicos del mundo, se ha plantado en zonas tropicales de 60 países por su rápido crecimiento y el alto valor económico de su madera (Jayaraman, 2011). A nivel mundial, en el año 2004 alcanzó una superficie de alrededor de 6 millones de hectáreas lo que representaba 24% de su área de distribución natural, el 3% de la superficie mundial plantada con teca se ubica en América tropical (Prasad y Vanlalremkimi, 2008). Las condiciones tropicales de América y el amplio mercado de la teca, han permitido que el aprovechamiento industrial sea realizado en árboles con menos de 30 años de edad (Pérez y Kanninen, 2005a), lo cual se considera muy bajo en relación a los turnos de corta obtenidos en los países de Asia, que oscilan entre 30-50 años (Bhat, 2000). Su madera tiene alta demanda en el mercado internacional gracias a sus excelentes propiedades tecnológicas, llegando a ser considerada por algunos expertos como la madera más valiosa del mundo (Hallett *et al.*, 2011).

2.1.2. Teca en México

Es un árbol que por su rápido crecimiento y el alto valor económico de su madera se ha plantado en grandes extensiones en México en los últimos años, principalmente en el sureste del país en forma de plantaciones forestales comerciales (PFC). En México se introdujo en 1945 en los estados de Chiapas, Veracruz, Tabasco, Campeche y Quintana Roo (López y González, 2005); CONAFOR (2012), reportó una superficie plantada de 149,959 ha, de las cuales la superficie plantada de teca alcanzó 18,009 ha cubriendo alrededor de 12% del total, ocupando el quinto lugar en importancia en cuanto a superficie plantada y manteniendo una tendencia creciente.

2.2. Características anatómicas

La caracterización anatómica de la madera generalmente consiste de tres secciones importantes (Figura 1) que son: 1) Sección transversal, es perpendicular al eje longitudinal del árbol; su superficie expone el crecimiento concéntrico de los anillos. 2) Sección radial, es perpendicular al anillo anual de crecimiento o sigue la dirección de los radios medulares. 3) Sección tangencial, es la sección tangente a los anillos de crecimiento del árbol y es perpendicular a los radios medulares. En ésta sección los radios y los vasos son visibles y están orientados verticalmente (Carrillo-Parra, 2007).

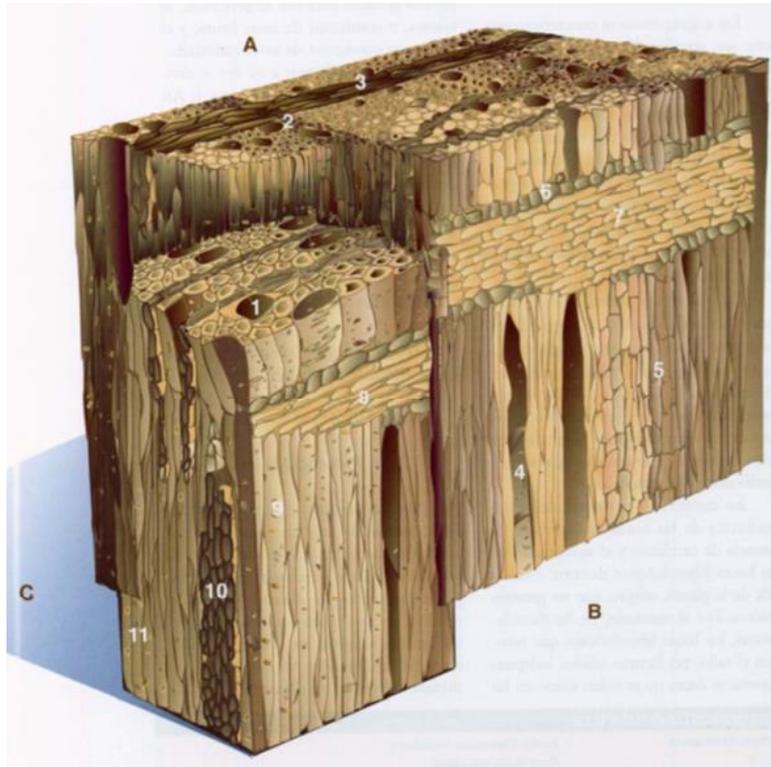


Figura 1. Segmento de tejido de madera dura mostrando A) sección transversal B) sección radial C) sección tangencial, A) 1: vaso 2: parénquima longitudinal 3: radio leñoso, B) 4: elemento vasal 5: parénquima longitudinal 6: células erectas 7: células procumbentes, 8: radio leñoso heterogéneo, 9: fibras, C) 10: radio leñoso multiseriado 11: fibras (García *et al.*, 2003).

2.2.1. Estructura interna de la madera

La estructura está determinada el tipo de célula, tamaño y disposición. La madera es un tejido anisotrópico y ha sido descrito como un material ortotrópico produciendo material diferente en tres direcciones principales (Schachner *et al.*, 2000). Las características de la estructura de la madera no son sólo diferentes dentro de un género y especie, sino también dentro de un mismo árbol. Es posible que muestras de madera en un árbol puedan diferir si se obtienen a diferentes alturas o distancias de la médula (Leal *et al.*, 2007). La determinación de la anatomía de la madera es el primer paso hacia el establecimiento de posibles usos de un bosque en

particular. A continuación se describen algunas estructuras internas de la madera (Carrillo-Parra, 2007):

- ❖ Los vasos, su función fundamental es la de garantizar el suministro de agua. En los árboles vivos conducen agua y minerales disueltos desde las raíces hasta las hojas. La proporción y diámetro de los vasos son diferentes en las distintas especies y las proporciones de los vasos tienen una alta correlación entre índices de sitio o calidad de área. La proporción y el tamaño también son un resultado de las condiciones ambientales. Si la proporción de vasos de una especie de árbol es alta y el diámetro de los vasos es grande, la madera producida por tales árboles tiene una densidad más baja y, como consecuencia, menores propiedades de resistencia. Las maderas duras son llamadas maderas porosas debido a la presencia de los vasos.
- ❖ Los radios, ofrecen vías metabólicas de transporte de corta distancia y almacenamiento. Estas estructuras, se han descrito como células del parénquima que se extienden radialmente hacia dentro desde el cambium. Se subdividen en uniseriados y multiseriados. Los radios uniseriados son sólo una célula de ancho; los radios multiseriados son dos o más células de ancho en su punto más ancho. Las características anatómicas más importantes dignas de mención son el ancho de radios, longitud de radios, y los tipos de células (estructuras heterocelulares y homocelulares) que están formados por los radios.
- ❖ Las fibras, se describen como elementos largos y puntiagudos con punteaduras simples. La estructura y la composición química de las fibras son responsables de la mayoría de las propiedades de la madera. Una representación esquemática de una se muestra en la Figura 2. Se subdivide en varias capas. El exterior se conoce como la pared primaria; que es más delgada que las otras capas. La capa interior es la pared secundaria, que es más gruesa y se compone de tres capas: la S_1 delgada que es la primera capa formada al lado de la pared primaria; el espesor S_2 y la S_3 interior. La capa S_2 de la pared secundaria contribuye a la mayor parte del material de la pared, así como a sus propiedades físicas y mecánicas. El lumen celular es la cavidad cerca de S_3 . La función de las fibras es proporcionar soporte mecánico al árbol. Las células libriformes y traqueidas forman dos tipos diferentes de fibras.

Estos últimos proporcionan apoyo y conducción del agua. Las fibras son el material más importante en la industria de pulpa y papel. Esta industria es la fuerza de control detrás de la demanda para especies de árboles con diferentes atributos, incluyendo longitud, diámetro y pared de fibra.

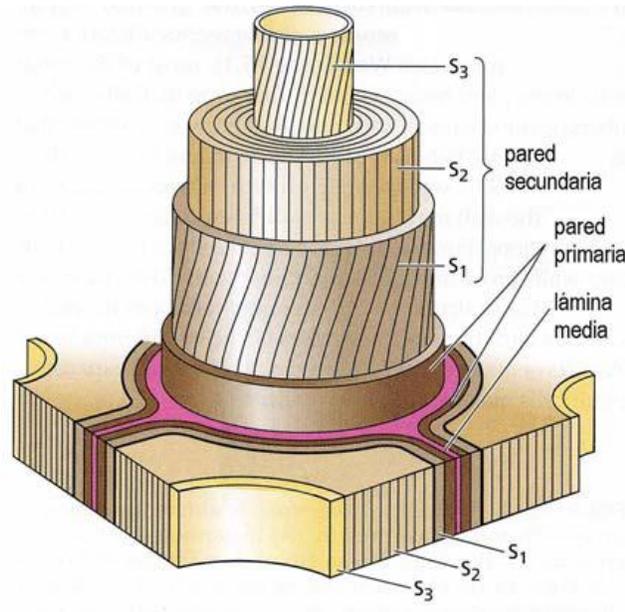


Figura 2. Estructura microscópica de una célula de madera mostrando la pared primaria, La lámina media y las paredes celulares secundarias S_1 , S_2 y S_3 (Taiz y Zeiger, 2002).

- ❖ El parénquima axial, esta estructura aparece generalmente como filamentos orientadas axialmente o áreas de color claro que rodea los vasos. Se compone de células alargadas. Es normalmente observado en una sección transversal de una pieza de madera; está formado por células vivas en maduración. Se derivan de células iniciales cambiales fusiformes. Las células que componen el parénquima axial suelen ser más delgadas que los elementos de traqueidas sin perforar. Cada célula individual está normalmente rodeada por una pared secundaria.

2.2.2. Antecedentes de características anatómicas en madera de teca

Los árboles de teca juvenil en plantaciones con riego tienden a producir madera de porosidad difusa durante los primeros 3-4 años de crecimiento, en contraste con la porosidad del anillo que aparece incluso en el primer año de crecimiento de la plantación sin riego. Anillos más anchos, con un mayor porcentaje de madera tardía, en árboles de 7 y 13 años, son parcialmente atribuibles a un período prolongado de la actividad cambial en árboles juveniles (Priya y Bhat, 1999).

La madera juvenil comparado a la madera madura de teca, está caracterizado por anillos anchos, fibras cortas, diámetro pequeño, bajo porcentaje de vasos, pared celular alta (Bhat *et al.*, 2001).

En la madera de teca proveniente del Norte de Kanara, Bhat y Priya (2004) mencionan que se atribuye su baja propiedad a su relativo alto porcentaje de parénquima y bajo porcentaje de fibras en los anillos más estrechos, probablemente como una adaptación a la condición del suelo rico en nutrientes.

La madera de teca proveniente de Togo, la longitud de la fibra era de aproximadamente 1.45 mm en rodales jóvenes. Los resultados mostraron que el nivel de productividad de teca, que está vinculada a las propiedades de la fibra de madera varió significativamente para la longitud de la fibra, el ancho de la fibra, el diámetro del lumen de la fibra, el espesor de pared de la fibra, por la edad de los rodales y los factores ecológicos (Kokutse *et al.*, 2009b).

El efecto del tipo de clima o la calidad del sitio donde son establecidas las plantaciones de teca, producen pocas variaciones en los parámetros de las fibras (específicamente longitud y espesor de pared) y de los radios (ancho, cantidad de células y frecuencia de radios). Sin embargo, donde se evidenciaron cambios importantes, fue en los parámetros relacionados a los vasos (Moya *et al.*, 2009a).

Izekor y Fuwape (2011), determinaron que se presentaron diferencias significativas en las características anatómicas como la longitud de la fibra, diámetro de la fibra, ancho del lumen de

la fibra y grosor de la pared de fibra de árboles de 15, 20 y 25 años en teca. También hubo diferencias significativas dentro y entre los árboles de las mismas y diferentes clases de edades. Características anatómicas tales como la longitud de la fibra, diámetro de la fibra, espesor de la pared celular, aumenta con la edad, sin embargo el ancho del lumen de la fibra disminuye con la edad. Generalmente las características anatómicas disminuyen desde la base hacia arriba y aumentan de la madera interna a la madera externa desde donde se recolectaron las muestras de madera. Los efectos de la edad, muestras de árboles, posiciones longitudinal y radial contribuyeron significativamente a las variaciones en las características anatómicas de la madera de teca.

En un mayor espaciamiento en árboles de teca, Luiz *et al.* (2011) determinaron que las fibras fueron más largas y con paredes más gruesas, además menor frecuencia de vasos. También hay variación radial en las dimensiones celulares, siendo que la longitud y el espesor de la pared de fibras aumentan significativamente en sentido médula-corteza, mientras que la frecuencia de vasos y radios son mayores en la región de la médula, ya que el diámetro de los vasos y la altura de los radios fueron menores en esa posición. La longitud de los vasos y el ancho de los radios no fueron influenciados por el espaciamiento y la posición radial.

2.3. Formación del duramen en la madera

El duramen se produce en el xilema de árboles vivos (Taylor *et al.*, 2002) y se puede definir como las capas internas de la madera. En un árbol que crece estas capas han dejado de contener células vivas y los materiales de reserva se han eliminado o se convierten en sustancias de duramen (IAWA, 1989). El duramen es una manifestación del envejecimiento del árbol y está controlado por varios procesos fisiológicos y la estructura genética del árbol (Datta y Kumar, 1987).

La albura generalmente tiene alto contenido de humedad, contiene almidón como material de reserva de energía, y unos pocos extractos tóxicos (Taylor *et al.*, 2002). La función principal de la albura es para conducir el agua desde el sistema de la raíz a la copa del árbol (Morataya *et al.*, 1999). La formación del duramen se inicia en la albura. En algún punto en el proceso de

envejecimiento del árbol, la parte interior de la albura comienza a transformarse en duramen, durante este proceso de transición se forma una zona llamada "zona de transición". Esta zona de transición es de color pálido y que se encuentra entre la albura y el duramen. La zona de transición contiene células vivas, que son generalmente carente de almidón, a menudo impermeable a los líquidos, y con contenido de humedad inferior a la albura (Hillis, 1987). Con el envejecimiento, esta zona de transición se convierte en el duramen. La formación del duramen es ampliamente entendido por algunas especies de clima templado (Hillis, 1987; Taylor *et al.*, 2002) pero la información sobre la formación del duramen desde el punto de vista biológico y bioquímico es limitado.

Otra observación importante durante la formación del duramen es la presencia de cristales que causa deterioro de los dientes de la sierra y embotamiento. Estos cristales se forman en los radios iniciales en el cambium vascular (Rao y Dave, 1984; Venugopal y Krishnamurthy, 1987) y son el resultado de altas actividades metabólicas desencadenadas por el cambium fisiológicamente activo durante la temporada de crecimiento activo y la acumulación posterior de cambium latente (Rao y Dave, 2008).

2.3.1. Duramen en árboles de teca

El duramen de la teca crecida naturalmente es tradicionalmente conocido por su clara transición de color de albura a duramen. La madera de teca nativa se caracteriza por su zona de transición abrupta, color marrón dorado (Bhat, 1999), la durabilidad, aspecto estético, y la resistencia estructural (Thulasidas *et al.*, 2006). El color de la madera de los árboles de teca de plantaciones de rápido crecimiento es variable (Bhat, 2000; Moya y Berrocal, 2010) y se ha informado que varía de marrón claro a marrón. Adicionalmente, madera de árboles de teca de rápido crecimiento es más ligera que la madera de árboles de teca de plantaciones naturales (Moya y Marín, 2011; Priya y Bhat, 1999). Otras importantes diferencias de los árboles de teca en las plantaciones y árboles de teca natural son la visualización irregular de rayas negras a lo largo de los anillos anuales en el duramen y la bella figura que resulta en los patrones aserrada planas (Lukmandaru y Takahashi, 2009; Nobuchi *et al.*, 1996).

2.3.2. Formación de duramen en teca

La formación del duramen es ampliamente entendido para algunas especies de clima templado (Hillis, 1987; Taylor *et al.*, 2002) pero la información sobre la formación del duramen desde el punto de vista biológico y bioquímico es limitado. Varios estudios han explicado los factores que influyen en la formación del duramen de árboles de teca. Por ejemplo, un estudio realizado por Datta y Kumar (1987) detallan los cambios histoquímicos que tienen lugar durante la formación de duramen en madera de teca. Sin embargo, los resultados se basan en muestras de rama y no a partir de muestras de tronco. Los autores encontraron que la cantidad de sustancias tales como almidón, lípidos, proteínas, ácidos nucleicos, compuestos fenólicos, enzimas peroxidasa, succinato deshidrogenasa, ácido fosfatasa, trifosfatasa de adenosina, y glucosa-6-fosfatasa son significativamente diferentes entre albura y duramen. Atribuyeron este cambio químico a la muerte de las células del parénquima radial en la albura. Unos años más tarde, Nobuchi *et al.* (1996) estudiaron la formación de duramen en el tronco de los árboles de teca y se encontró que los granos de almidón están presentes en el parénquima radial y axial de la zona exterior de la albura, y la cantidad de almidón bruscamente disminuye en la albura media y cerca al límite duramen-albura. En el mismo estudio se encontró que la zona exterior del duramen presenta una mayor cantidad de gotas de lípidos que la zona interna de la albura y estas gotas de lípidos se encuentran entre las células del parénquima y fibras. Este resultado se considera importante porque las gotas de lípidos se convertirán en cera en el duramen.

2.3.3. Edad del árbol de teca en la formación del duramen

Aunque hay muchos estudios sobre los cambios bioquímicos o anatómicos durante la formación del duramen, hay una falta de información relacionada con la edad y la formación del duramen del árbol de teca crecida en condición de rápido crecimiento. Para árboles de teca de plantación de rápido crecimiento, se cree que la formación de duramen comienza cuando el árbol está entre 4-6 años de edad. Según estudios realizados por Solorzano *et al.* (2012a) en árboles de 4 años en teca, la proporción de duramen es del 12%; sin embargo, los mismos resultados no se observaron en árboles clonados. Trockenbrodt y Josue (1999), llevaron a cabo un análisis de ancho de albura y duramen y sugirieron que comienza su formación a los 4 años

en los árboles que crecen en Malasia. Aunque estos estudios indicaron que existe una diferencia en el color de madera entre albura y duramen en árbol de plantaciones de rápido crecimiento, Solorzano *et al.* (2012b) observaron pocas diferencias entre la albura y el duramen en árboles de 5 años. Otro aspecto importante de la diferencia entre duramen y albura observados por los investigadores (Moya y Calvo-Alvarado, 2012; Moya y Marín, 2011; Solorzano *et al.*, 2012a) fue la variación en el espesor de la albura, que puede variar de 2 a 5 cm de ancho. Trockenbrodt y Josue (1999), observaron que el grosor de la albura se vio afectado ligeramente por la edad, el diámetro, la altura del árbol y la condición del sitio.

2.3.4. Antecedentes de proporción de duramen en teca

Bhat (1998), concluyó que los efectos de la tasa de crecimiento sobre la proporción de duramen-albura parecieron disminuir con la edad, por lo tanto, la tasa de crecimiento en teca influye ampliamente en el porcentaje de duramen durante la etapa juvenil.

La proporción de duramen en árboles de teca de 17 años de India, México, Puerto Rico, Indonesia y Ghana fue significativamente diferente. En India y México mostraron mayor proporción y en Indonesia y Ghana las proporciones de duramen fueron más bajas (Kjaer *et al.*, 1999).

Varghese *et al.* (2000), mencionan que la proporción de albura en 9 localidades de la India fue diferente. Los autores confirmaron que los árboles de sitios secos muestran un mayor contenido de duramen comparado a los sitios húmedos. También manifiestan que la mayor proporción de duramen se encontró en sitios con baja latitud, aproximadamente 10°.

El diámetro y la proporción de duramen están relacionados con la altura de los árboles de diferentes edades, ya que el tejido del duramen desaparece a los 15 m de altura en árboles de 5 años y para árboles de 7 y 9 años, el duramen desaparece a 17.5 y 22.5 m, respectivamente (Moya, 2001).

Pérez y Kanninen (2003), mencionan que en Costa Rica, los árboles mostraron proporciones de duramen significativamente más altos en los sitios secos que en los sitios

húmedos. Los autores explicaron que una posible razón de esta diferencia podría haber sido el hecho de que el crecimiento del árbol se produce de manera casi continua en los sitios húmedos (a través de los 8 a 12 meses de período de crecimiento) mientras que en los sitios secos, el período de crecimiento es más corto, provocando un crecimiento de los árboles más intenso, lo que lleva a un mayor depósito de material inerte (es decir, la formación del duramen). Dado que los sitios húmedos normalmente presentan un crecimiento en diámetro casi continuo, las formas de duramen son a una tasa inferior a la de los sitios secos, donde el crecimiento de los árboles cesa durante los meses secos y puede inducir la formación anual de duramen durante este periodo.

Kokutse *et al.* (2004), estudiaron la variación del duramen de los árboles que crecen en cuatro zonas diferentes en Togo y reportaron que las zonas con la mayor cantidad de precipitación anual (1,200-1,500 mm al año) son más favorables para el crecimiento del árbol y alto contenido de duramen.

Los árboles que crecen en sitios secos y húmedos en Ecuador, la proporción de duramen fue diferente para el sitio, donde los árboles estudiados mostraron proporciones de duramen significativamente más altos en los sitios secos que en los sitios húmedos (Crespo *et al.*, 2008).

En árboles de 30 y 35 años de edad de zonas húmedas y secas en la India, Thulasidas y Bhat (2009) reportan que las proporciones de duramen no variaron significativamente entre los sitios. Sin embargo, grandes diferencias se encontraron entre los sitios en relación con el árbol y el diámetro del duramen, donde los sitios húmedos presentaron mayores diámetros.

Kokutse *et al.* (2009a), estudiaron la calidad de la madera de teca entre Tanzania y Nigeria, reportan que las proporciones de duramen son similares en ambos casos, dando que los árboles de Tanzania tuvieron un mayor crecimiento en diámetro.

En árboles de 50 a 70 años en Timor Oriental, la porción de duramen disminuye con la altura del árbol, así el duramen representó 91, 90 y 72% del radio del tallo a una altura de 1.7, 9.5 y 18.7 m, respectivamente (Miranda *et al.*, 2011).

2.4. Densidad en la madera

Se define como la relación de la masa a un volumen medido a un determinado contenido de humedad. Como la madera es un material heterogéneo, su densidad depende de tres factores: tamaño de las células, el espesor de sus paredes y la interacción entre el número de células de diferentes tipos. Tomando en consideración que la densidad o peso específico representan una medida de la cantidad total de material de la pared celular disponible por unidad de volumen, esto indica que está relacionada con las proporciones relativas de los diferentes tipos celulares así como también con las dimensiones de esas células y el grosor de sus paredes (Ninin, 1993). Sin embargo, para una misma densidad se pueden presentar algunas diferencias a nivel celular que ocasionan cambios en las propiedades de la madera y por eso es importante conocer la forma como las características anatómicas afectan o influyen sobre la densidad o peso específico (Rathgeber *et al.*, 2006). La densidad o peso específico es una de las propiedades más importantes de la madera ya que es un indicativo del comportamiento de otras propiedades físico-mecánicas; es la expresión física de algunas características anatómicas (León, 2010).

2.4.1. Antecedentes de la densidad en la madera de teca

Castro y Raigosa (2000), reportan que en árboles de 17 años, la madera de teca obtuvo un peso específico básico de 0.58, basado en el peso seco al horno y el volumen en condición verde, lo que la clasifica como una madera pesada.

La densidad básica de la madera juvenil de teca aumenta con la edad del cambium en un intervalo entre 0.464 en la parte interna, a 0.611 cerca de la corteza, para árboles con edades inferiores a los 9 años. La edad del cambium afecta significativamente la densidad básica de la madera, conforme se incrementa la edad. Desde la siembra del árbol hasta la edad de 9 años, la densidad básica de la madera aumenta, pero esta relación en general explica menos del 77% los cambios de esta variable a diferentes edades del árbol. La densidad básica de la madera de teca disminuye significativamente con la tasa de crecimiento en el período que va desde su siembra hasta la edad de 9 años; esta relación, en general, es baja para las diferentes edades de árboles. El nivel de precipitación predominante en la zona de Caribe de Costa Rica no afectó

significativamente la densidad básica de la madera de teca durante los primeros 9 años de desarrollo del árbol (Moya, 2002)

En madera proveniente de un espaciamiento de 3 x 3 m y dos raleos de 50% a los 3 y 6 años, Moya y Arce (2003) determinaron una densidad básica estadísticamente superior en las diferentes alturas que la madera de árboles de espaciamiento de 6 x 2 m con un raleo de 45% a la edad de 5 años.

La densidad anhidra tiende a aumentar cuando aumenta de edad, y que en la base del árbol es mayor que en la base de la corona sobre tamaños pequeñas a medianas en árboles de teca (<39 cm DAP). Sitios húmedos presentan una ligera mayor densidad que sitios secos, pero no hay una relación significativa que podría ser establecida (Pérez y Kanninen, 2003).

En árboles de 20 años en teca, Valero *et al.* (2005) determinaron que el valor promedio de densidad al 12 % de contenido de humedad fue de 0.631 g cm^{-3} y según la clasificación se ubica en la clase II, es decir es decir en la categoría baja.

Rivero y Moya (2006), determinaron que en árboles de 8 años, la madera de teca presenta un peso específico básico de 0.50, que la clasifica como una madera moderadamente pesada; tiene una densidad seca al aire de 0.58 g cm^{-3} y puede ser categorizada como medianamente pesada según su densidad anhidra de 0.54 g cm^{-3} .

La densidad en estado anhidro en árboles de 18 y 22 años fue de 0.55 y 0.52 g cm^{-3} respectivamente, clasificándolo como de mediana densidad. El peso específico básico fue de 0.48 para árboles de 22 años, clasificándolo como bajo y para árboles de 18 años fue de 0.52, clasificándolo como de peso específico básico medio (Crespo *et al.*, 2008).

Luiz *et al.* (2009), mencionan que la densidad básica presenta un comportamiento de aumentar de la médula (0.53) hacia la corteza (0.56), siendo que a partir de la zona media, los valores se vuelven más estables.

Izekor *et al.* (2010), reportan valores promedios de densidad, basado en peso seco al horno y volumen que fueron 480, 556, y 650 kg m⁻³ para 15, 20 y 25 años de madera de *T. grandis*; por lo tanto la densidad aumenta cuando la edad tiende a aumentar. Hay una disminución de la densidad de la base hacia arriba y un aumento de la madera interna hacia la madera externa.

La densidad básica media de la madera de teca fue 607 kg m⁻³ con un rango de 579 a 633 kg m⁻³ entre los árboles. Se incrementó la densidad a lo largo del tallo de 555 a 674 kg m⁻³ en la base y hacia arriba, respectivamente. Hubo un aumento radial con tendencia de la médula, hacia la corteza en la parte inferior del tallo (una media de 520 y 601 kg m⁻³ a 10% y 90% de la médula, respectivamente), pero en la parte media del tallo las diferencias radiales de la densidad eran considerablemente más pequeños. El aumento radial de la densidad básica hacia la corteza, refleja que la anchura del anillo más pequeño se encuentra en la parte exterior del tallo (Miranda *et al.*, 2011).

En clones de 4 años en madera de teca, Solorzano *et al.* (2012a) determinaron que la densidad básica promedio fue de 0.46 g cm⁻³, siendo baja la densidad por tratarse de madera juvenil, que presentan pared celular delgada y un alto ángulo de inclinación de las microfibras.

2.5. Durabilidad natural de la madera

Se define como la capacidad de resistir la degradación y/o deterioro causado por una gama de agentes biológicos, climáticos y químicos (Zabel y Morrell, 1992). Por su parte, el concepto de resistencia natural de la madera es más específico, entendido como la resistencia intrínseca de la madera frente a degradaciones de los agentes que la destruyen, como hongos cromógenos y de pudrición, bacterias, insectos xilófagos de ciclo completo (anóbidos, líctidos y cerambícidos), insectos sociales (termitas) y xilófagos marinos, en condiciones favorables para su desarrollo (Berrocal y Rojas, 2007). A pesar de esta distinción, frecuentemente ambos términos son empleados como sinónimos.

La durabilidad natural es un factor que varía enormemente en cualquier especie, no sólo entre los árboles, sino también dentro del mismo árbol (Baillères y Durand, 2000). Por lo tanto,

establecer con certeza la durabilidad de una madera para una especie en particular es difícil, ya que ésta depende de varios factores diferentes como el origen genético del árbol, la silvicultura, el clima y el medio ambiente local (Kokutse *et al.*, 2006); asimismo puede disminuir desde la base a la punta del tronco (Zabel y Morrell, 1992), mientras que, puede aumentar con la edad y el diámetro del árbol (Freitag y Morrell, 2001).

Solamente la porción de duramen de la madera contiene extractivos que imparten resistencia a la pudrición y ataque de insectos, mientras que la albura de la mayoría de especies maderables son susceptibles al ataque y pudrición (Grace, 2003). También algunas prácticas de manejo, durante y posterior al corte de la madera pueden propiciar o inhibir la pudrición de la madera, como la temporada de corte, tiempo y condiciones de almacenamiento, procedencia de la troza (árbol vivo o caído), entre otras (De Groot *et al.*, 2000; Panshin y De Zeeuw, 1980).

2.5.1. Métodos para determinar la resistencia natural de la madera

Entre los métodos están el de laboratorio y el de campo. Los métodos de laboratorio brindan resultados de forma más rápida, ofrecen la posibilidad de tener un mayor control sobre ciertas variables, por ejemplo temperatura y humedad. Además debido al tamaño relativamente pequeño de las probetas, es comparativamente más fácil seleccionar maderas de zonas geográficas específicas, así como diferentes secciones del árbol y de esta forma, obtener información sobre las variaciones con respecto a estos parámetros (Råberg *et al.*, 2005). Las pruebas de laboratorio o pruebas aceleradas, son en general las más usadas y necesitan de un periodo de tiempo entre 3 y 6 meses para proporcionar resultados. Permiten conocer con exactitud la resistencia ofrecida por la madera a una especie de hongo en particular. Los métodos de campo tienen el inconveniente de necesitar mucho tiempo para entregar datos confiables. En estos ensayos, las probetas de madera se exponen al medio ambiente sobre terreno, en zonas con condiciones favorables para el desarrollo de los agentes degradadores de la madera. Los terrenos de prueba deben cumplir ciertas características como garantizar la permanencia de las probetas por largos periodos, no existir influencia de personas o animales, existir actividad biológica de insectos y hongos. Deben ser preferentemente drenados, con buena exposición solar, no necesariamente planos pero sí que no hayan sido terrenos cultivados o tratados con productos

químicos. Debe existir un control a nivel de cada probeta, desde el principio hasta el final, identificándolas en la mejor forma posible, con el fin de darle seguimiento a cada una de ellas y evitar confusiones de resultado (Juacida y Quintanar, 1992). Las experiencias alcanzadas hasta el momento indican que, aunque existan algunas diferencias en los resultados de estas dos determinaciones son, en su mayor parte, equivalentes y por eso aceptadas en todo el mundo (JAC, 1988).

2.5.2. Hongos de pudrición de la madera

Son vegetales primitivos que, al carecer de clorofila, son incapaces de realizar la función fotosintética a partir de la cual obtienen su energía los vegetales superiores. Ello les obliga a vivir de forma parásita sobre otros organismos vivos o bien saprófitos sobre organismos muertos, cumpliendo un papel esencial en la naturaleza al biodegradar los árboles muertos y permitir el reciclado de sus componentes esenciales (Touza, 2013). El papel de los hongos en el deterioro de la madera en la naturaleza, es su reducción a simples formas orgánicas. Sin embargo, ésta es una de las muchas actividades benéficas de los hongos, que se puede convertir en una actividad indeseable cuando ataca a la madera que se usa como materia prima o a los productos fabricados con ella (Kollmann y Cote, 1968). Estos hongos pueden producir daños graves en la madera ya que, mediante la secreción de enzimas, son capaces de alimentarse de la celulosa, hemicelulosa y lignina, principales componentes de la pared celular llegando a provocar la destrucción completa de ésta (Touza, 2013). La relación entre el hongo y la planta leñosa comienza a darse cuando las esporas llegan a la madera y encuentran las condiciones apropiadas para desarrollarse, o cuando hay una puerta de entrada, y ésta oportunidad ocurre al producirse heridas, lesiones en el árbol debido a cortes de podas, picaduras de insectos, etc. Una vez germinadas las esporas, inicia el crecimiento de las hifas y se desarrolla el micelio por la madera. En ocasiones los hongos se desarrollan sobre madera que ya ha sido debilitada por otros parásitos, otras veces la invasión tiene lugar desde árboles enfermos hasta sus vecinos (Lomelí, 1991). La clasificación de los hongos que degradan la madera, obedece tanto a los sistemas enzimáticos que tienen, como a los cambios químicos y físicos, y a las alteraciones en el color

de la madera. Los dos grupos principales pertenecen a los *Basidiomicetes* y son descritos a continuación:

- Hongo de pudrición blanca, este tipo de hongo afecta preferentemente a la lignina, aunque también pueden dañar en menor grado, a la celulosa. Su nombre genérico se debe a que la madera adquiere un color blancuzco, debido al complejo celulósico resultante. Asimismo la madera atacada tiene un aspecto fibroso, por lo que también se conoce por el nombre de pudrición fibrosa (Touza, 2013). Crecen en los diferentes tipos de células de coníferas y latifoliadas. La hifa del hongo entra en el lumen de la célula, primero colonizando las células de los radios parenquimáticos, y luego pasa de célula a célula vía puntuaciones o por perforaciones directamente a través de la pared de la célula. Inmediatamente después de que los nutrientes fácilmente metabolizables se han agotado, comienza la degradación de la pared de la célula (Kuhad *et al.*, 1997). Un factor importante que regula la magnitud y tasa de pudrición es la cantidad y tipo de lignina presentes en la madera. Es así como estudios que evalúan la pudrición causada por estos hongos en diferentes tipos de madera, señalan una mayor y más rápida degradación de madera de latifoliadas que de coníferas, la que parece estar influenciada por el contenido de lignina siringil en la madera de latifoliadas (Akhtar *et al.*, 1997). Algunos hongos de pudrición blanca, como *Phanerochaete chrysosporium* y *Trametes versicolor* tienen un modo de degradación de la madera no selectivo, es decir, ellos degradan celulosa, hemicelulosa y lignina simultáneamente, mientras otros como *Phlebia tremellosa*, *Ceriporiopsis subvermispora* y *Phellinus pini* degradan preferentemente la lignina (Kuhad *et al.*, 1997). La degradación de la lignina, se ha relacionado con enzimas oxidativas como la lignina peroxidasa (LiP), manganeso peroxidasa (MnP) y lacasa (Hammel, 1996; Zabel y Morrell, 1992). No todos estos hongos producen aparentemente las tres enzimas, aunque algunos, incluyendo *Trametes versicolor*, si lo hacen. Otros, como *Phanerochaete chrysosporium* producen sólo LiP y MnP, mientras que *Ceriporiopsis subvermispora* produce sólo MnP y lacasa, y *Phlebia ochraceofulva* produce sólo LiP y lacasa (Akhtar *et al.*, 1997).

- Hongo de pudrición parda, despolimerizan y metabolizan principalmente los carbohidratos estructurales en la pared celular de la madera. La lignina es parcialmente degradado, pero queda como un residuo no utilizado. Se desarrolla rápidamente en las zonas S₁ y S₂ de la pared celular, causando dramáticas reducciones en el grado de polimerización y aumentando la solubilidad del álcali (Zabel y Morrell, 1992). Aunque el mecanismo de degradación de la celulosa cristalina empleado por estos hongos, no es bien conocido; se ha sugerido que la presencia de agentes de depolimerización no enzimáticos de tipo oxidativo como H₂O₂/Fe₂⁺ intervienen en la separación de dichas zonas cristalinas (Green III y Highley, 1997; Zabel y Morrell, 1992). Químicamente, se puede presentar disminución en el contenido de grupos metoxílicos, oxidación de grupos alcoholes y aldehídos a ácidos carboxílicos e introducción de algunos hidroxilos fenólicos. Usualmente, los hongos que causan esta pudrición colonizan la madera de coníferas (aunque también la madera de latifoliadas). Entre los hongos causantes están *Gloeophyllum sepiarium*, *G. trabeum*, *Postia placenta* y *Serpula lacrimans* (Zabel y Morrell, 1992).

2.5.3. Factores que favorecen el desarrollo de los hongos

Al igual que todos los organismos vivos, los hongos tienen ciertos requisitos para el crecimiento y la supervivencia. Las principales necesidades de los hongos que habitan en la madera son:

- ✓ La humedad, es un factor muy necesario para la actividad fisiológica de los hongos, como la germinación de esporas, la actividad enzimática, la absorción y transporte de sustancias (Zabel y Morrell, 1992). Además, la pared celular de las hifas de los hongos tienden a perder humedad, por lo que requieren de una fuente de agua relativamente disponible para su desarrollo (Alexopoulos, 1966). La condición óptima de humedad para el crecimiento del hongo está sobre el punto de saturación de la fibra (30%); retardan su crecimiento a un contenido de humedad de 25 a 30% y se detiene a un 20%, basado en el peso seco al horno de la madera (Panshin y De Zeeuw, 1980). El exceso de humedad mayor a 80% también es un factor limitante para el crecimiento de los hongos y por lo tanto, en dichas condiciones la madera es resistente al ataque fúngal. La mayoría de hongos son incapaces de crecer

cuando la madera se encuentra saturada de humedad debido a que disminuye la cantidad de oxígeno disponible para la actividad metabólica del hongo (Alexopoulos, 1966; Zabel y Morrell, 1992). De un modo general, la humedad ideal para el desarrollo de estos organismos varía entre 30 y 50% (Zabel y Morrell, 1992).

- ✓ El sustrato, requieren los hongos como seres heterótrofos, que proporciona tres necesidades principales como energía de la oxidación de compuestos de carbono, un grupo de metabolitos para la síntesis de la amplia gama de compuestos necesarios para el crecimiento y el desarrollo, vitaminas necesarias, elementos menores, CO₂ y nitrógeno. El hongo requiere de una fuente de carbono para la síntesis de los constituyentes protoplasmáticos, además de otros elementos como hidrógeno, nitrógeno, oxígeno, fósforo y azufre. A diferencia de las plantas superiores, el hongo utiliza una fuente de carbono orgánico en lugar de dióxido de carbono. La mayoría de los hongos tienen la capacidad de utilizar la glucosa, habiendo otros que se surten de carbón a través de sacarosa, maltosa, almidón y celulosa. El alimento requerido para la nutrición del hongo es suministrado principalmente por la misma materia que constituye las paredes de las células del hospedante, pero también pueden facilitar el alimento las sustancias almacenadas en las cavidades celulares, tales como almidones, azúcares y otros (Zabel y Morrell, 1992).
- ✓ El oxígeno, lo requieren la mayoría de hongos xilófagos para su desarrollo porque son aerobios (Alexopoulos, 1966). El proceso de respiración aeróbica usa el oxígeno atmosférico como reactante, en el cual se libera energía y se produce dióxido de carbono y agua por oxidación de la glucosa (Zabel y Morrell, 1992). La cantidad de aire necesaria para el desarrollo de los hongos xilófagos es mínima, siendo suficiente la existente en el duramen de los árboles en pie. Es necesario que exista como aire un 20% del volumen de la madera, por esto la madera saturada al no tener suficiente aire, no se pudre (Juacida y Quintanar, 1992).
- ✓ La temperatura, varía con la especie de hongo, puesto que sólo algunas especies son capaces de crecer en condiciones de temperatura extrema. Existen diferencias en el nivel de temperatura óptimo para el desarrollo de los hongos, aunque la mayoría está en un rango

entre 21 a 32°C (Carll y Highley, 1999). La temperatura mínima en que generalmente se inicia el crecimiento del micelio es a 3°C, no vegetan a 0°C y muy pocos se desarrollan a 42°C. El punto letal máximo está situado entre 45 y 70°C para el micelio y unos 100°C para las esporas, siendo en ambos casos más dañino el calor húmedo que el calor seco. El punto letal mínimo no existe porque ningún grado de frío logra matarlo (Juacida y Quintanar, 1992).

- ✓ El pH, es importante en el crecimiento de los hongos, ya que éstos tienen la capacidad de acidificar cualquier sustrato en que vegeten, puesto que se desarrollan sólo en un medio ácido (Juacida y Quintanar, 1992). El rango de pH óptimo para el desarrollo de los hongos es de 4 a 6. Sin embargo, las condiciones de pH del sustrato donde crecen los hongos, pueden alterarse debido a la liberación de productos metabólicos, generalmente se presentan disminuciones en el valor de pH (Alexopoulos, 1966; Zabel y Morrell, 1992).

2.5.4. Efectos de la pudrición sobre la madera

Los hongos pueden alterar de manera irreversible las propiedades anatómicas, químicas, físicas y mecánicas de la madera. Dentro de los cambios químicos se puede mencionar la transformación de la celulosa en glucosa por acción de las enzimas hidrolíticas de los hongos, y la descomposición de la lignina mediante enzimas oxidativas, provocando pudrición café, blanca y blanda (Alexopoulos, 1966). La densidad, la permeabilidad e higroscopicidad, contenido calórico son las propiedades físicas de la madera más afectadas. Por su parte, los efectos más evidentes en las propiedades mecánicas se observan en la resistencia a la flexión, compresión e impacto. Otras propiedades afectadas por la pudrición son las propiedades eléctricas y acústicas (Zabel y Morrell, 1992). La madera que ha sido atacada por hongos de pudrición blanca, pierde color y se torna más blanca de lo normal, presenta un aspecto fibroso y conserva sus dimensiones exteriores hasta que es degradada severamente. En el caso de la pudrición parda se pueden observar grietas en dirección de las fibras, radios y anillos de crecimiento formándose un patrón cúbico, presentando contracción anormal cuando seca (Alexopoulos, 1966; Zabel y Morrell, 1992).

2.5.5. Antecedentes de la resistencia natural de teca

En madera de teca de Birmania (bosque natural) y árboles que crecen en Panamá de 15 años, Bultman y Southwell (1976) reportan que después de 158 meses de prueba en ambientes tanto de cementerio y marinos, ambas fuentes fueron dañados moderadamente a fuertemente por hongos; sin embargo, la teca de Birmania fue más resistente en el medio marino. Estas diferencias se atribuyeron al contenido de sílice del duramen.

La durabilidad de la madera de teca de Panamá con respecto a la madera de bosque natural de Myanmar, Leithoff *et al.* (2001) determinaron que los especímenes de la plantación mostraron pérdidas de peso entre 32% y 43%, las muestras del bosque natural mostraron solamente pérdidas de peso de 2.3% a 12.3%.

En plantaciones de 29 años (Panamá) y árboles de 100 años del bosque natural (Myanmar), Haupt *et al.* (2003) mencionan que la madera de las plantaciones aparentemente tiene menor durabilidad, posiblemente como resultado del menor contenido de extractos o distribución diferencial en comparación con el bosque natural. La resistencia a prueba de hongos normalmente no empieza hasta cinco a diez anillos de crecimiento de la médula. Estos resultados sugieren que el duramen en la zona de la madera juvenil fue menos durable.

En plantaciones de teca en Kerala (India), Bhat y Florence (2003) reportan que la madera juvenil de 5 años es menos resistente al ataque de hongos encontrándose en la categoría de maderas resistentes mientras que la madera de 13, 21 y 55 años pertenecen a la categoría de madera muy resistente según la norma ASTM. Asimismo reportan baja resistencia relativa cerca al duramen interno (madera juvenil) y que la durabilidad aumenta hacia la periferia exterior del duramen.

En árboles de 35 años en Nilambur (India), Bhat *et al.* (2005) determinaron que la durabilidad de la madera de teca al ataque fúngico aumentó de la médula a la periferia del duramen. También manifiestan que el duramen de la plantación agroforestal del sitio húmedo tiene mayor susceptibilidad a la pudrición parda que el sitio seco y la plantación forestal. Esta

diferencia fue atribuido a un color más pálido y menor contenido de extractivos en duramen procedente del sitio en condición húmeda (zona de mayor precipitación).

En plantaciones de 33 a 70 años en Togo, Kokutse *et al.* (2006) determinaron diferencias significativas en el grado de ataque del patógeno sobre la madera de teca, dependiendo de la especie del hongo. La posición radial en la muestra del árbol determinaron que tiene una influencia en el grado de ataque con respecto a *Antrodia sp.*, *G. trabeum* y *C. versicolor*. Las muestras de duramen interno tomado cerca a la médula fueron significativamente menos resistentes al ataque del patógeno que muestras de duramen intermedio y externo. La influencia de la posición radial sobre la durabilidad de la madera no fue significativa en muestras sujetas a *P. sanguineus*.

En plantaciones de la Isla de Java (Indonesia), Lukmandaru y Takahashi (2008) compararon el duramen de árboles de 8 años de edad con respecto a árboles de 31 y 52 años, donde determinaron que los árboles jóvenes (8 años) fueron más susceptibles a las termitas, mientras que el duramen de los árboles de 30 años mostró resistencia a las termitas similar a los árboles de 51 años.

En plantaciones de 13 años en Costa Rica, Moya *et al.* (2009b) manifiestan que la resistencia al ataque de hongos fue similar en el duramen próximo a la médula y el duramen próximo a la albura para los dos tipos de clima y las calidades de sitio. No obstante, en algunas muestras, observaron que el duramen presenta valores de degradación similar a la albura, este comportamiento se dio principalmente en la madera que está cerca de la médula, en los árboles procedentes del clima húmedo tropical.

En árboles de 34 y 40 años en dos diferentes sitios de Togo, Kokutse *et al.* (2009b) determinaron que la madera estudiada fue muy resistente al ataque de hongos y que los árboles en suelos hidromórficos tropicales ferruginosos eran menos resistentes en comparación con los árboles del suelo drenado, también determinaron que existe una variación radial, donde en ambos sitios el duramen externo era menos resistente a *C. versicolor* que el duramen interno.

Sin embargo el duramen intermedio no fue significativamente diferente del duramen interno y externo.

En plantaciones de 7 a 15 años en Costa Rica, Moya y Berrocal (2010) determinaron que el color más claro (L^*) en el duramen se asocia a la baja resistencia contra hongos pero que el color enrojecido (a^*) aumenta la resistencia a la pudrición.

En árboles de 17 y 27 años en Java (India), Lukmandaru (2011) determinó que en la posición radial de la madera de teca, la pérdida de peso por ataque de termitas tendió a aumentar del duramen exterior a la médula. La pérdida de peso en duramen interior no difería del duramen exterior. Sin embargo, la pérdida de peso en el duramen cerca de la médula fue ligeramente más alta que aquellos en duramen interno y externo. En posición axial, la pérdida de masa en la parte media fue menor que de la parte superior e inferior. Además, la pérdida de peso en la parte superior fue mayor que en la parte inferior.

En el duramen de árboles de teca, con edades comprendidas entre 5.5 a 10 años en Malasia, Niamké *et al.* (2011) manifiestan que el duramen osciló entre altamente a moderadamente resistentes contra el ataque de hongos, lo que indica un alto grado de variabilidad entre los árboles muestreados.

2.6. Composición química de la madera

La madera es un material complejo y no uniforme; los compuestos químicos de la madera están distribuidos por toda la pared de las células en cantidades variables. La composición química variada dentro de los árboles depende del origen local, la edad, el clima y las condiciones del suelo (Han y Rowell, 1996). La madera está compuesta de forma general por:

- Los carbohidratos, son los compuestos más abundantes en la naturaleza (Sjöström, 1993). Los dos materiales poliméricos principales, celulosa y hemicelulosas, constituyen de 65 a 75% (Han y Rowell, 1996). La celulosa es el componente mayor de los carbohidratos, se conoce como el componente estructural de la pared celular Tiene hasta el 40- 45% del peso seco de una madera. Es un polímero de alto peso molecular y consta exclusivamente de

unidades de D-glucopiranosas unidas por medio de enlaces β -1,4-glicosídico. Las hemicelulosas son los segundos compuestos de carbohidratos más importantes; ellos son ramificados y son polímeros con un menor peso molecular que la celulosa. Son mezclas de polisacáridos y se sintetizan en la madera casi enteramente a partir de glucosa, manosa, galactosa, xilosa, arabinosa, ácido 4-O metilglucurónico y residuos de ácido galacturónico (Sjöström, 1993).

- La lignina, es un polímero heterogéneo, amorfo, ópticamente inactivo y altamente ramificado (Fritsche y Hofrichter, 1999), donde no existe ninguna unidad repetida, las ligninas se clasifican en ligninas de coníferas y lignina de madera de latifoliadas (Carballo, 1990). La madera y otros tejidos vasculares contienen alrededor del 20-30% de lignina. La mayor parte de la lignina se encuentra dentro de las paredes celulares, entremezcladas con las hemicelulosas y formando una matriz que rodea las microfibrillas de celulosa. Este compuesto provee de rigidez a las plantas superiores ya que actúa como pegamento entre las fibras de celulosa formando la lámina media. Este biopolímero contiene alrededor de 10-20% de grupos hidroxilo fenólicos que le confieren rigidez a la pared celular de las plantas y además las protege del ataque de organismos patógenos (Lin y Dence, 1992). Muchas de las propiedades de la madera y su reactividad bajo tratamientos químicos son el resultado de la composición de la lignina y la distribución ultraestructural dentro de las paredes celulares (Koch y Grünwald, 2004).
- Los extractos son compuestos orgánicos e inorgánicos y no contribuyen a la estructura de la pared celular. En la madera de las especies que crecen en climas templados hacen de 4 - 10% de la composición de la madera. En especies tropicales ésta puede elevarse tanto como 20% en madera normal. Abarcan una amplia variedad de compuestos orgánicos, tales como grasas, ceras, alcaloides, proteínas, compuestos fenólicos simples y complejos, azúcares simples, pectinas, mucílagos, gomas, resinas, terpenos, almidones, glucósidos, saponinas y aceites esenciales. Aunque los extractos contribuyen sólo a una pequeña proporción a la masa de la madera, son esenciales para los árboles como mecanismos de defensa contra el ataque microbiano. Influyen en una variedad de propiedades tales como el color, el olor, los

rangos de la hinchazón y la contracción, la resistencia a la pudrición y factores de tono en la producción de pulpa (Gutiérrez-Oliva *et al.*, 2006).

- En un nivel elemental, la madera está compuesta de aproximadamente 50% de carbono, 6% de hidrógeno, 44% de oxígeno, y trazas de varios iones metálicos (Sjöström, 1993).

2.6.1. Distribución de los compuestos químicos en las capas celulares

La composición química dentro de las capas de la pared celular del tejido maderable varía de una estructura a la siguiente como se muestra en la Figura 3. La lámina media se compone principalmente de la lignina y de cantidades menores de celulosa, hemicelulosa y pectina. La pared primaria tiene una muy pequeña cantidad de lignina pero más celulosa y hemicelulosas, sin embargo menos que la pared secundaria. El porcentaje de lignina disminuye de la capa de S₁ a través a la capa S₃. La capa S₁ está compuesta principalmente de lignina y hemicelulosas. El componente principal de la capa S₂ es la celulosa seguido por hemicelulosas y lignina. La capa S₃ contiene principalmente celulosa, pero una fracción más grande de hemicelulosas; contiene poca lignina (Panshin y De Zeeuw, 1980).

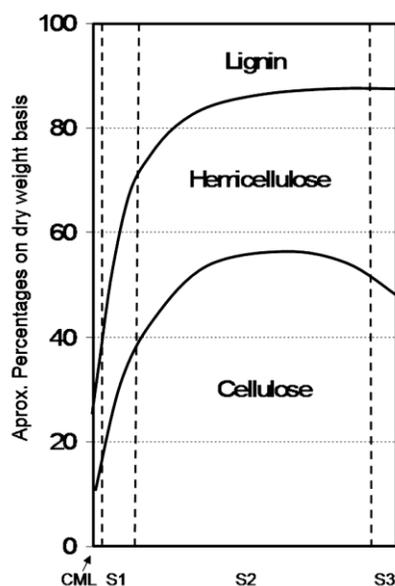


Figura 3. Distribución de los principales compuestos químicos de la madera en las capas celulares (Panshin y De Zeeuw, 1980).

2.6.2. Actividad antifúngica de los extractos de la madera

En este tipo de evaluaciones, el procedimiento inicial es la obtención de extractos de la madera utilizando agua caliente, etanol u otros solventes y posteriormente se prueba la actividad de los extractos contra hongos de pudrición mediante bioensayos realizados en cajas petri, usando como medio de cultivo el agar. Algunos extractos, son capaces de inhibir el crecimiento del micelio de los hongos entre un 39 y 100%, mientras que otros, en concentraciones bajas, pueden estimular el crecimiento en lugar de proteger la madera (Zabel y Morrell, 1992). Entre los métodos para evaluar la actividad antifúngica de los extractos se consideran:

- Dilución en agar, también conocida como dilución en placa o caja petri, es uno de los métodos más comunes para evaluar la actividad biológica de diferentes concentraciones de sustancias. Consiste en disolver el extracto en el medio de cultivo preparando diferentes concentraciones del extracto e incorporarlas en diferentes proporciones en el medio de cultivo. Posteriormente, se deposita un inóculo del hongo de prueba en cada caja y se deja incubando hasta que se logre un cubrimiento total en las cajas empleadas como control (medio de cultivo sin extracto). El grado de toxicidad se determina con base en la actividad antifúngica o inhibitoria expresada como el porcentaje de crecimiento radial del hongo en las cajas que contienen el extracto en relación a las cajas control (Torres, 2009).
- Impregnación de disco, es comúnmente usada para probar actividad antimicrobial de sustancias, extractos vegetales y medicamentos. Consiste en preparar una caja petri con el agar previamente inoculado con el hongo. Posteriormente, en los discos de papel filtro son impregnadas las sustancias, a concentraciones conocidas y se depositan en la superficie de la caja. Luego se llevan a incubar para lograr la difusión de la sustancia en el agar. La zona de inhibición formada alrededor de cada disco, se considera como un indicador de la actividad antifúngica de la sustancia (Brock y Madigan, 1993; Setzer *et al.*, 2006). Una ventaja de este método con relación a la dilución en el agar, es que en una misma caja se pueden probar diferentes concentraciones del extracto (Torres, 2009).

- Impregnación de madera, se ha empleado para evaluar la toxicidad de extractos de madera contra los hongos de pudrición, donde el extracto es manejado de manera similar al preservante de madera (Torres, 2009). Cuando se pretende determinar las concentraciones mínimas necesarias de un preservante de madera empleado para prevenir la pudrición, se realizan pruebas en las cuales pequeños especímenes de maderas susceptibles a la pudrición se impregnan con el preservante a evaluar y se exponen bajo condiciones controladas de laboratorio a hongos de pudrición (ASTM, 2007; AWWA, 1998).

2.6.3. Antecedentes de extractos e identificación de compuestos en teca

El caucho puede aumentar ligeramente la resistencia a la pudrición, probablemente debido a las propiedades hidrófobas (Yamamoto *et al.*, 1998).

Haupt *et al.* (2003), identificaron a tectoquinona como un compuesto bioactivo para la inhibición de *C. puteana*. Cuando menor es la cantidad de tectoquinona menor es la durabilidad natural de teca. Deoxylapachol no mostró algún efecto antifúngico. Los autores mencionan que la diferente composición de extractos de teca no durable probablemente puede ser atribuida a la menor eficiencia biosintética concerniente a la conversión de deoxylapachol en tectoquinona.

En plantaciones con ligeras y fuertes precipitaciones, Windeisen *et al.* (2003) determinaron que la tectoquinona estaba en el rango de 1 y 1.5%, respectivamente. Identificaron que tanto tectoquinona y 2-hydroxymethylantraquinona ocurre incluso en la región de la albura de madera de teca y que su eficacia con respecto a la durabilidad, tiene que ser puesto en duda. Los autores mencionan que la madera de plantación está sujeta a mayor variabilidad que la madera de sitios de crecimiento primarios debido a las cantidades variables de otros extractivos (sobre todo el lapachol y desoxylapachol). Asimismo, su investigación ha demostrado, sin embargo, que incluso en madera de teca de plantaciones, en sitios específicos, las concentraciones altas de extractivos eficaces pueden ser identificadas. Por otra parte, no se puede descartar completamente la posibilidad de que una parte de los extractivos se produce en forma condensada o como glicósidos con más de dos componentes de azúcares y por lo tanto no pueden ser identificados por GC/MS. Es también concebible que otras sustancias, tales como escualeno,

pueden contribuir hacia durabilidad en la forma de una barrera hidrófoba o como un precursor a compuestos triterpénicos tóxicos.

Bhat *et al.* (2005), determinaron que el contenido total de extractos difería significativamente entre plantaciones agroforestales de sitio húmedo y seco, con el valor más alto para el sitio seco (16%), mientras que para el sitio húmedo el valor fue más bajo (12%) y no presentando diferencia significativa con la plantación forestal (13%).

Thulasidas y Bhat (2007), determinaron que la resistencia de la madera de teca al ataque del hongo de pudrición parda es principalmente debido al compuesto naftoquinona (1,4-naftoquinona).

El contenido de extractos en el duramen de árboles de 8 años (7.15%) fue menor que en árboles de 30 y 50 años (8.53 y 9.17%, respectivamente). Los compuestos menos polares aumentan con la edad del duramen y que la transformación de madera juvenil en madera más madura está caracterizada por un incremento significativo de extractos menos polares (Lukmandaru y Takahashi, 2008).

Los valores promedios máximos del contenido total de extractos en el duramen externo de árboles de 8, 30 y 51 años fueron 5.3, 7.01 y 8.04%, respectivamente. Los principales compuestos fueron lapachol, tectoquinona, desoxylapachol y su isómero (isodesoxylapachol), escualeno, tectol, ácido palmítico y dos compuestos no identificados. Los niveles de tectoquinona, isodesoxylapachol y su isómero, en el duramen de árboles de 8 años fue significativamente menor que en el duramen externo de árboles de 30 y 50 años (Lukmandaru y Takahashi, 2009).

Los principales carbohidratos no estructurales en madera de teca con edades de 6, 7 y 10 años en Malasia, Niamké *et al.* (2010) determinaron que fueron almidón, glucosa, fructosa y sacarosa. También detectaron estaquiosa y rafinosa. El almidón fue el principal carbohidrato no estructural mientras sacarosa fue el menos abundante. Los carbohidratos no estructurales fueron altamente acumulados en la albura y disminuyó drásticamente en duramen. Los resultados

determinados sugieren que los carbohidratos no estructurales se almacenan como materiales de reserva en la albura y luego son utilizados en el límite albura-duramen para las actividades metabólicas durante el proceso de formación del duramen.

Niamké *et al.* (2011), determinaron bajas concentraciones de almidón, sacarosa, glucosa y fructosa en el duramen. Bajas concentraciones relativas de compuestos fenólicos fueron determinados en albura comparada a duramen. En albura identificaron H1, un derivado de ácido hidroxicinámico y tectoquinona. En duramen detectaron tres antraquinonas (tectoquinona, 2-(hidroximetil) antraquinona y antraquinona-2-carboxílico), dos naftoquinonas (1,4-naftoquinona y lapachol) y un compuesto no identificado denominado P1. Determinaron una fuerte correlación entre la resistencia a la pudrición y compuestos fenólicos específicos (P1, 2-(hidroximetil) antraquinona y tectoquinona) en el duramen.

Niamké *et al.* (2012), identificaron 4',5'-dihidroxi-epiisocatalponol (P1), una nueva naftoquinona, aislado de duramen de teca y probado para la actividad fungicida. La concentración de P1 en el duramen se correlacionó con la resistencia a la pudrición de la madera de teca, siendo mayor la resistencia de la madera con un mayor contenido de P1. En experimentos *in vitro* mostraron que este compuesto muestra propiedades antifúngicas. Por lo tanto, los autores mencionan, que la medición del contenido P1 podría ser utilizado para la rápida pre-evaluación de la durabilidad natural de la madera de teca, y árboles con contenidos altos de P1 deben ser seleccionados para mejorar la madera de teca en las plantaciones.

2.7. Diagnóstico nutrimental

El análisis foliar junto con el análisis el suelo conforman una metodología complementaria de diagnóstico del estado nutrimental en el que se encuentran los cultivos. Ninguno de ellos sustituye al otro, por el contrario, su uso de manera independiente es muy recomendado para programas de diagnóstico y supervisión de los cultivos. Siendo sus objetivos principales: evaluar la capacidad de suministro del suelo y/o sustrato, conocer el estado nutrimental en que se encuentran los cultivos que integran un sistema de producción y determinar la efectividad de las prácticas de fertilización recomendadas (Sánchez *et al.*, 2012).

2.7.1. Análisis foliar

Este análisis se basa en el concepto de que la concentración de un elemento esencial en la planta indica la habilidad del suelo para proporcionar ese nutrimento. Se usa este análisis para confirmar síntomas visuales de deficiencia; identificar alguna deficiencia de nutrimentos sin presentar síntomas (hambre escondida); indica cuales y cuánto de los nutrimentos han sido absorbidos por dicha planta; indica interacciones o antagonismos entre nutrimentos (Briscoe, 1995; Sánchez *et al.*, 2012); asimismo este análisis se basa que en las hojas se lleva a cabo la elaboración de las sustancias para el crecimiento y desarrollo de la planta, por lo que se espera que las concentraciones de nutrimentos en ellas sea reflejo de cualquier cambio en la nutrición mineral y éste sea mejor que en otros órganos (Bertsch, 1995). El análisis foliar o de planta tienen la ventaja de integrar los efectos del suelo, la planta, el clima y el manejo. De esta forma constituye la mejor medida de la disponibilidad de los nutrientes del suelo (Rodríguez y Rodríguez, 2002).

Es importante interpretar correctamente los resultados, una vez realizados los análisis, aunque es complejo debido a que son muchos los factores que intervienen en el contenido de las hojas, requiriendo en principio que existan estudios previos que auxilien en el establecimiento de índices o concentraciones de nutrimentos en hoja que correspondan a determinado estado de nutrición. La idea consiste en que los resultados del análisis químico sean comparados con los niveles propuestos como óptimos (Bertsch, 1995). Aunque la mayor parte de información sobre guías para interpretación del análisis foliar en árboles se tiene para especies de clima templado, Drechsel y Zech (1991) recopilaron información y elaboraron una guía sobre niveles de nutrimentos en hojas de varias especies tropicales, tomada de diferentes estudios en diferentes lugares del mundo, incluyendo la teca. En esta guía fueron clasificados como deficiente, bajo, intermedio, alto y tóxico. (Sánchez *et al.*, 2012), mencionan que el rango de deficiencia es aquel que está asociado a síntomas visibles de deficiencia en la planta, con una severa reducción del crecimiento; el bajo o marginal es en el que hay una reducción del crecimiento o producción, pero no hay síntomas visibles en el follaje; el rango de suficiencia es

aquel en el que cualquier cambio en las prácticas de fertilización, el crecimiento o la producción no aumenta o disminuye.

La concentración de elementos en la hoja varía con la edad fisiológica y frecuentemente con la posición. Generalmente la concentración de nitrógeno, fósforo, potasio, cobre y zinc en hojas se reducen con la edad, mientras que la concentración de calcio, magnesio, aluminio, boro, hierro y manganeso tienden a incrementarse (Drechsel y Zech, 1991; Rodríguez y Rodríguez, 2002). Con respecto a la posición específicamente para teca, es recomendable recolectar hojas ubicadas en el tercio superior de la copa viva, iluminadas por completo y libre de daños o enfermedades (Mollinedo, 2003; Vallejos, 1996).

2.7.2. Análisis del suelo

El diagnóstico de la fertilidad del suelo permite identificar problemas de carácter nutrimental así como no nutrimental, que pudiesen estar afectando, o que pudiesen afectar en el futuro, el crecimiento y desarrollo de un cultivo. Este diagnóstico implica un análisis químico de suelo que conlleva tener, por un lado, un profundo conocimiento de por qué y para qué se solicitan ciertos análisis y, por otro lado, la exigencia de contar con resultados analíticos de calidad, y que éstos cumpla simultáneamente una doble función. Por un lado, que proporcione indicación acerca de la disponibilidad de un determinado nutrimento que tiene un suelo. Por el otro lado, que sirva como base para formular una recomendación de fertilización (Etchevers y Padilla, 2012).

Rodríguez y Rodríguez (2002), manifiestan que las fuentes de variación que influyen en el resultado de un análisis de suelo son: el error en la toma de la muestra (inadecuada distribución, toma y/o manipulación de las muestras a nivel de campo) y error analítico (variabilidad obtenida analizando repetidamente la misma muestra en laboratorio).

Los análisis químicos de los suelos consisten en la extracción de los nutrientes supuestamente disponibles para las plantas mediante soluciones químicas, además de la medición de características como pH, conductividad eléctrica, acidez intercambiable y el

contenido de materia orgánica, éstos no miden directamente la disponibilidad nutrimental de un elemento en particular sino que indica lo que se puede esperar de la disponibilidad de uno o más nutrimentos (Bertsch, 1995; Etchevers y Padilla, 2012).

Bertsch (1995), menciona que el análisis del suelo probablemente es la opción más práctica para evaluar la fertilidad de los suelos. Sin embargo, existen limitaciones en cuanto a los diferentes métodos de determinación, ya que usan soluciones que aparentemente correlacionan bien para la mayoría de los suelos y cultivos, pero muchas veces los resultados son muy generales, mientras el usuario necesita resultados específicos por cultivo y tipo de suelo.

2.7.3. Funciones de los nutrimentos en las plantas

Los elementos con funciones específicas y esenciales en el metabolismo de las plantas se clasifican, según su concentración en la planta y conforme a sus requerimientos para el adecuado crecimiento y reproducción, en dos grupos: Los macronutrimentos (nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio) ya que su concentración en el tejido vegetal seco es mayor a $1,000 \text{ mg kg}^{-1}$ (ppm) y los micronutrimentos (hierro, cobre, manganeso, zinc) que se encuentran contenidos debajo de 500 mg kg^{-1} (ppm). Los elementos nutritivos ejercen funciones específicas en la vida de la planta y éstas son (Alcántar *et al.*, 2012; Kyrkby y Romheld, 2008):

El nitrógeno (N), es el motor del crecimiento de la planta. Es absorbido del suelo bajo forma de nitrato (NO_3^-) o de amonio (NH_4^+). En la planta se combina con componentes producidos por el metabolismo de carbohidratos para formar aminoácidos y proteínas. Siendo el constituyente esencial de las proteínas, está involucrado en todos los procesos principales de desarrollo de las plantas y en la elaboración del rendimiento. Además se encuentra en moléculas tan importante como las purinas y pirimidinas de los ácidos nucleicos, esenciales para la síntesis de proteínas también en proferinas de las clorofilas y en los citocromos que son esenciales para la fotosíntesis y la respiración. Un buen suministro de nitrógeno para la planta es importante también por la absorción de los otros nutrientes.

- El fósforo (P), juega un papel importante en la transferencia de energía. Por eso es esencial para la fotosíntesis y para otros procesos químico-fisiológicos. Es indispensable para la diferenciación de las células y para el desarrollo de los tejidos, que forman los puntos de crecimiento de la planta. También participa en la transferencia de las características hereditarias por los cromosomas como constituyente del DNA y del RNA. Las plantas lo absorben en forma de fosfatos inorgánicos, principalmente como aniones H_2PO_4^- y HPO_4^{2-} . Es deficiente en la mayoría de los suelos naturales o agrícolas o donde la fijación limita su disponibilidad.
- El potasio (K), activa más de 60 enzimas (substancias químicas que regulan la vida). Por ello juega un papel vital en la síntesis de carbohidratos y de proteínas. Mejora el régimen hídrico de la planta y aumenta su tolerancia a la sequía, heladas y salinidad. Las plantas bien provistas con K sufren menos de enfermedades. Este nutriente es tomado por la raíz de las plantas como ión metálico de la solución del suelo o directamente del complejo de adsorción de los coloides del suelo.
- El calcio (Ca), estimula el desarrollo de las raíces y de las hojas, forma compuestos que son parte de las paredes celulares (pectosa, pectina), esto fortalece la estructura de la planta, ayuda a activar varios sistemas de enzimas. Asociado con proteínas cumple funciones de mensajero secundario. Puede presentarse en las plantas como ión libre o en forma adsorbida.
- El magnesio (Mg), es el átomo central de la molécula de la clorofila, por lo tanto está involucrado activamente en la fotosíntesis, participa como cofactor o activador en muchas reacciones enzimáticas, se asocia al ATP en la transferencia de energía.
- El manganeso (Mn), desempeña un importante papel en los procesos de redox, tales como en el transporte de electrones en la fotosíntesis y en la desintoxicación de radicales de oxígeno libre. Es constituyente de algunas enzimas y activador de descarboxilasas y deshidrogenasas de la respiración. Se puede presentar en la planta en diversos estados de oxidación, pero sin duda la forma predominante es como Mn^{2+} .

- El zinc (Zn), ayuda a la síntesis de sustancias que permiten el crecimiento de la planta y la síntesis de varios sistemas enzimáticos. Es esencial para promover ciertas reacciones metabólicas y además es necesario para la producción de clorofila y carbohidratos. Es absorbido en cantidades muy pequeñas en las plantas, principalmente en forma de catión divalente.
- El cobre (Cu), es necesario para la formación de clorofila y cataliza varias reacciones en las plantas, a pesar de no ser parte del producto que se forma con esas reacciones. Se encuentra en la célula principalmente en forma divalente, ya que como ión monovalente es muy inestable.
- El hierro (Fe), es un metal que cataliza a formación de la clorofila y actúa como un transportador del oxígeno. También ayuda a formar ciertos sistemas enzimáticos que actúan en los procesos de respiración. Es absorbido por la planta como Fe^{3+} o Fe^{2+} , pero también puede ser absorbido como quelato.

2.7.4. Antecedentes de nutrición en plantaciones de teca

En Venezuela, Hernández *et al.* (1993), encontraron que los contenidos foliares de fósforo y potasio fueron significativamente mayores en sitios con mejor drenaje, mientras que las concentraciones foliares de magnesio, hierro y manganeso resultaron notoriamente mayores en el sitio poco drenado. El contenido foliar de potasio mostró correlación con el crecimiento de teca, en términos de área basal, que podría explicar la mejor productividad de la plantación en suelos moderadamente bien drenados.

En Venezuela, Drechsel y Zech (1994), mencionan que los altos contenidos de hierro, aluminio y manganeso en el suelo provocan deficiencia de fósforo, potasio, magnesio, zinc en las hojas.

En África del Este, Drechsel y Zech (1994), manifiestan que en las hojas, los elementos limitantes fueron nitrógeno, calcio, fósforo, afectados por el exceso de aluminio en el suelo y

encontraron que manteniendo una buena razón de materia orgánica en el suelo se corrigen estos síntomas, sin embargo, se conoce muy poco sobre la tolerancia de estos nutrientes.

En Costa Rica, Vallejos (1996), determinó una relación positiva entre calcio del suelo con calcio y magnesio foliar y el índice de sitio. No hubo variables foliares relacionadas con el índice de sitio.

En Costa Rica, Montero (1999), menciona que se puede tener bajos contenidos de calcio en el suelo y altos contenidos en el follaje. Por lo tanto, teca no es tan exigente de niveles altos de calcio en el suelo, que puede dar buenos crecimientos con contenidos desde 0.7 hasta 25 $\text{Cmol}^{(+)} \text{L}^{-1}$ de calcio en el suelo. A medida que aumenta el calcio, magnesio, potasio y el pH del suelo, disminuye el contenido de manganeso foliar en teca. Encontró que para obtener buenos crecimientos en teca, necesitaría un máximo de 2% de nitrógeno en el follaje y un 0.3% en el suelo para cubrir sus necesidades, se estima que 3 mg L^{-1} de fósforo en el suelo es suficiente para obtener 1.8% aproximadamente de fósforo foliar. Los mejores crecimientos para la especie se obtienen entre 0.5 y 1% del elemento potasio foliar.

En Brasil, Oliveira (2003), estimó como parámetros ideales para calcular la necesidad en base al incremento medio anual en altura (IMAH), de encalado y fertilización, que el suelo debe tener un máximo de saturación de aluminio del 10%, al menos 2.5 $\text{Cmol}^{(+)} \text{Ca} + \text{Mg dm}^{-3}$, una saturación de bases del 65% y un pH de 6. El incremento medio anual en altura de los árboles se reduce de 3.9 a 1.5 m año^{-1} cuando la saturación de acidez del suelo aumenta de 1 a 5.8% y a valores de saturación de acidez mayores, los árboles tienden a crecer aún menos (en promedio 1.45 m año^{-1}).

En Costa Rica, Alvarado y Fallas (2004), manifiestan que para optimizar el crecimiento de teca en plantaciones de menos de 25 años, debe neutralizarse la saturación de acidez hasta valores cercanos al 3% y el porcentaje de saturación de calcio debía partir de un 68%.

En Panamá, Mollinedo *et al.* (2005), analizaron el estado nutricional del suelo y la concentración foliar de plantaciones hasta de 42 meses de edad en la zona Oeste de la

Cuenca del Canal de Panamá, y reportan que considerando el incremento medio anual en volumen (IMAV), un 29% se ubican en la clase de crecimientos bajos ($2.9-4.3 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$) un 59% en la clase de crecimientos medios ($6.3-8.3 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$) y un 12% en la clase de crecimientos altos ($10.3-13.3 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$). Las principales variables que explican las diferencias en crecimiento fueron, el porcentaje de saturación de acidez, el cual debe ser menor que 8% y el porcentaje de saturación de calcio mayor que 40%, para lograr los mejores valores de crecimiento de los árboles.

En Guatemala, Rodas (2006), reporta que las concentraciones de nutrientes foliares de las plantaciones de teca estudiadas presentan principalmente un nivel medio de nutrientes. Solo el potasio muestra una correlación positiva con los niveles de crecimiento de las plantaciones, indicando que la disponibilidad de potasio puede influenciar el crecimiento de teca en el área de Petén.

En México, Sima (2010), manifiesta que la conductividad eléctrica, nitrógeno nítrico, potasio y calcio se relacionaron negativamente con las variables de crecimiento. El fósforo, potasio, calcio, magnesio, manganeso, zinc y cobre no tuvieron relación con sus homólogos en el follaje.

En México, Salcedo *et al.* (2014), manifiestan que solamente el fósforo y el potasio foliar mostraron tener una relación estadística con la altura de los árboles y con el diámetro a la base del tallo, encontrando además que contenidos menores de potasio a los establecidos como mínimos, fueron suficientes para el desarrollo de teca en Ruiz, Nayarit.

2.8. Crecimiento

Se refiere a la vida, esto incluye cambios en volumen y forma. Este resulta de la división de células y su maduración y diferenciación. El crecimiento en altura es afectado por la calidad de sitio y la densidad de plantación. La calidad de sitio indica la productividad del sitio; esto es, la suma total de varios factores locales como condición del sitio, topografía, factores de clima y bióticos (Bebarta, 1999). Por otra parte, para evaluar este desempeño, es necesario determinar

el tamaño promedio y volumen que los árboles tienen, como indicadores de su productividad, la cual está ligada a la calidad de sitio.

2.8.1. Antecedentes de crecimiento en teca

El crecimiento de la teca puede resumirse en una etapa inicial de rápido desarrollo, luego una etapa media de 3 a 4 años y finalmente una etapa lenta después de 8 o 10 años. Asimismo la teca presenta un crecimiento en altura de 2.62 a 3.06 m año⁻¹ (Chávez y Fonseca, 1991).

En plantaciones de teca de 5 años, Montero (1995) determinaron que la mejor respuesta a la fertilización se obtuvo con la dosis de 254.7 g/árbol con la fórmula 12-24-12 de N-P-K, con un crecimiento de 5.32 m en altura y un diámetro de 5.48 cm, y un volumen de 77.77 dm³.

En Gujarat, con una precipitación de 2,500 mm, la respuesta de crecimiento de teca en condiciones con y sin riego, a los 2 años, la altura fue de 2.26 m con riego y 0.8 m sin riego; a los cuatro años fue de 3.54 y 0.85 m, con y sin riego respectivamente. Respecto al diámetro a los 2 años, este fue de 16.52 y 6.6 cm, con y sin riego y; a los 4 años el crecimiento fue de 21.16 y 7.67 cm (Bebarta, 1999).

Mollinedo (2003), reportan que en la aplicación de 100 g de NPK en la fórmula 10-30-10 en árboles de teca, se obtuvo una altura total a los 7 meses de 1.90 m

El desarrollo en altura de los árboles de teca es de 2.8 a 3.6 m año⁻¹ los primeros 3 años, disminuye hasta 1.7 los siguientes 3 años y luego baja hasta 1 m año⁻¹ a partir del noveno año. Crece a un ritmo de 2.9 a 3.7 cm año⁻¹ en diámetro los 3 primeros años, y 2 cm año⁻¹ en los siguientes 3 años para luego bajar hasta 1.5 cm en el año 9. El mejor desarrollo se observa en suelos nuevos y con precipitación arriba de 1,500 mm (Vargas *et al.*, 2007).

El tratamiento con 50 g (17-34-30; N-P-K) en árboles de teca fue el que tuvo mayor respuesta de 288 y 4.7 cm en altura y diámetro, respectivamente, esto a los 10 meses (Pérez, 2009).

3. HIPÓTESIS

Las condiciones edafoclimáticas de las plantaciones de teca influyen en las características biológicas y químicas de la madera, debido a un crecimiento diferente en cada sitio.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar las características biológicas y químicas de la madera de teca proveniente del segundo aclareo en plantaciones de 9 años, en dos condiciones edafoclimáticas de México y su relación con el crecimiento; además determinar su estado nutrimental.

4.2. Objetivos Específicos

- Describir algunas características anatómicas de la madera y determinar la proporción de duramen así como establecer su densidad.
- Evaluar la resistencia de la madera al ataque de hongos xilófagos, mediante los ensayos bloque suelo y bloque agar.
- Extraer y separar las principales familias de compuestos químicos de la madera de teca de los especímenes que resultaron resistentes al ataque de hongos xilófagos.
- Relacionar las características biológicas y químicas de la madera con el crecimiento de los árboles
- Establecer las características físicas y químicas del suelo de las plantaciones y determinar el contenido nutrimental foliar de los árboles en cada sitio.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

La Metodología aplicada en la presente investigación para lograr los objetivos propuestos y que permita comprobar la hipótesis planteada, las acciones realizadas se exponen en el siguiente diagrama de flujo:

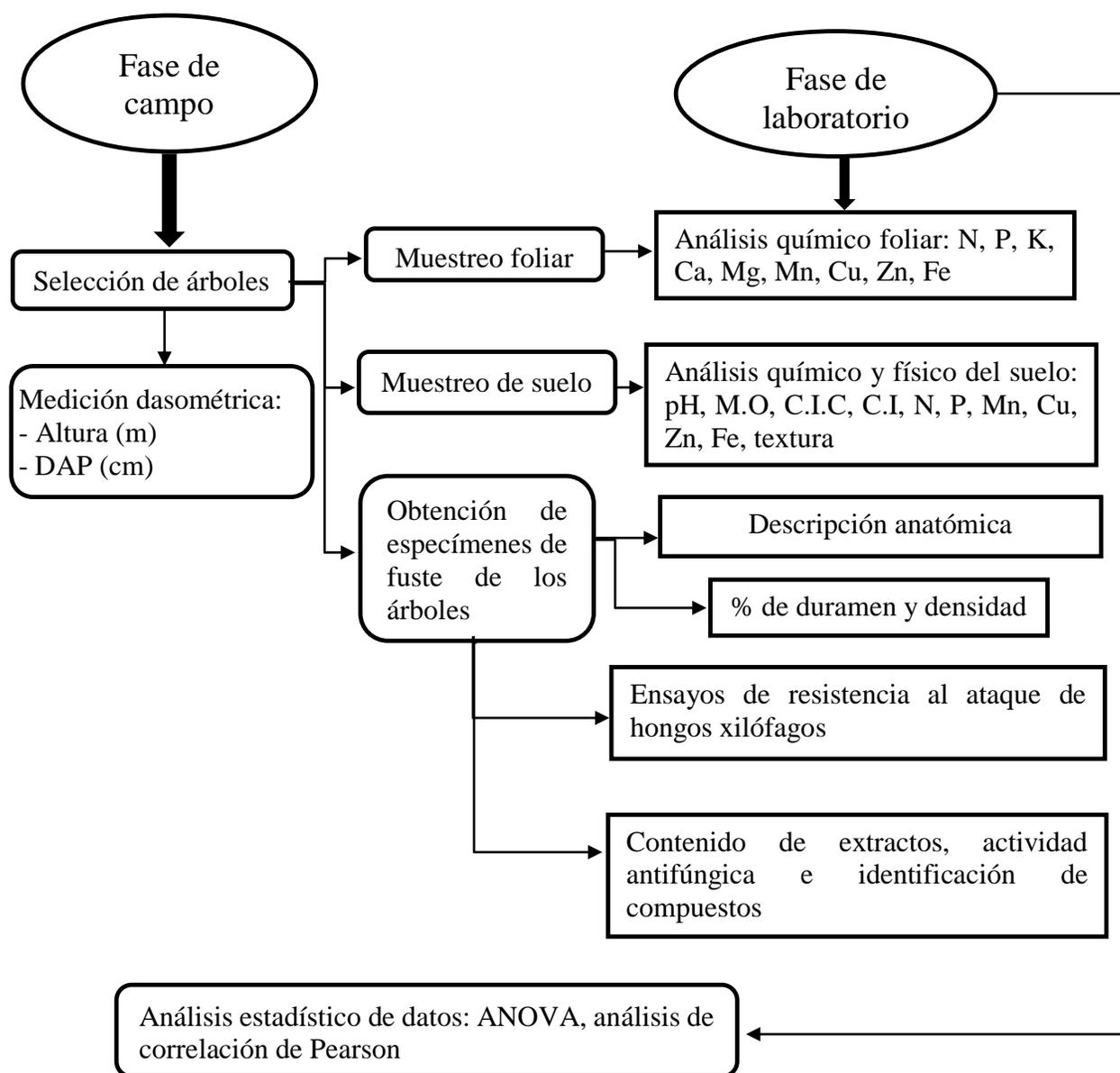


Figura 4. Diagrama metodológico del trabajo realizado.

Para la investigación se eligieron dos plantaciones de teca, una en el municipio de Las Choapas del estado de Veracruz y la otra en el municipio de San Blas del estado de Nayarit. Ambas plantaciones presentaban una edad de 9 años en el momento del muestreo. El espaciamiento inicial fue de 3.5 x 3.5 m.

5.1. Áreas de estudio

El municipio de Las Choapas, se ubica entre los paralelos 17° 07' y 18° 00' de latitud norte; los meridianos 93° 36' y 94° 19' de longitud oeste; altitud entre 10 y 1 100 m (Figura 5). Colinda al norte con los municipios de Moloacán, Agua Dulce y el estado de Tabasco; al este con los estados de Tabasco y Chiapas; al sur con el estado de Chiapas y el municipio de Uxpanapa; al oeste con los municipios de Uxpanapa, Minatitlán y Moloacán. Ocupa el 4.91% de la superficie del estado. Clima cálido húmedo con abundantes lluvias en verano (64%) y cálido húmedo con lluvias todo el año (36%). Temperatura de 22 a 28°C y rango de precipitación entre 2,400 a 3,100 mm. Suelo dominante: Luvisol (70%), Cambisol (6%), Umbrisol (6%), Gleysol (5%), Acrisol (4%), Regosol(3%), Vertisol (2.57%) y Fluvisol (2%). Los tipos de vegetación que presentan son: Pastizal (57.57%), selva (36%), popal (1%) y tular (1%) (INEGI, 2009a).



Figura 5. Ubicación de la Plantación en el Estado de Veracruz.

El municipio de San Blas, se ubica entre los paralelos 21°20' y 21°45' de latitud norte; los meridianos 105°01' y 105°28' de longitud oeste; altitud entre 0 y 1 200 m (Figura 6). Colinda al norte con los municipios de Santiago Ixcuintla y Tepic; al este con los municipios de Tepic y Xalisco; al sur con los municipios de Xalisco, Compostela y el Océano Pacífico; al oeste con el Océano Pacífico y el municipio de Santiago Ixcuintla. Ocupa el 3.05% de la superficie del estado. Clima cálido subhúmedo con lluvias en verano, de mayor humedad (52.83%) y cálido subhúmedo con lluvias en verano, de humedad media (47.17%). Temperatura de 22 a 28°C y rango de precipitación de 1,300 a 2,000 mm. Suelo dominante: Luvisol (38.70%), Solonchak (15.08%), Cambisol (14.80%), Phaeozem (10.09%), Vertisol (4.75%), Umbrisol (3.38%), Nitisol (2.60%), Regosol (2.60%), Arenosol (2.51%), Fluvisol (2.23%) e Histosoles (0.51%). Los tipos de vegetación que presentan son: Selva (22.30%), Manglar (15.71%), Bosque (5.46%,) Pastizal (2.83%) y Acuícola (1.05%) (INEGI, 2009b).

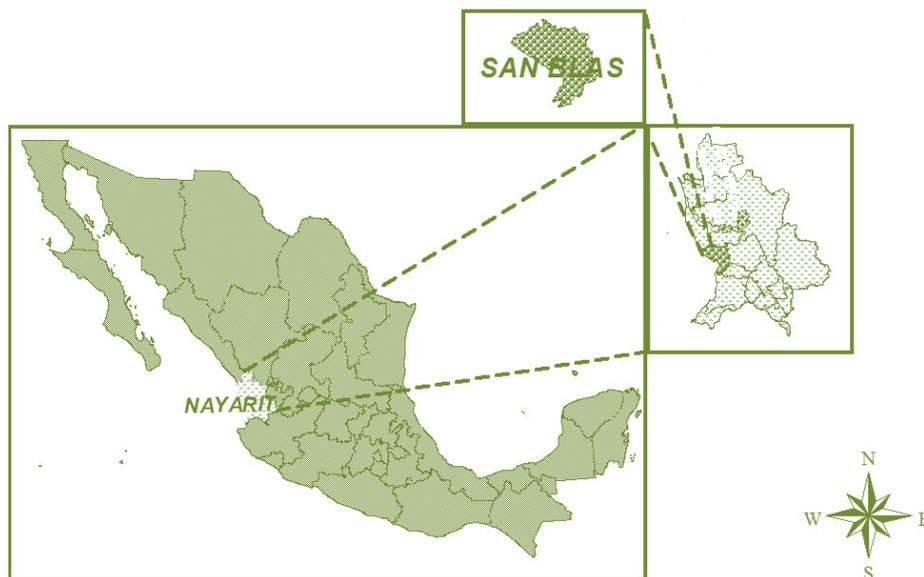


Figura 6. Ubicación de la Plantación en el Estado de Nayarit.

5.2. Etapa de campo

5.2.1. Muestreo edáfico

Para la caracterización edáfica de los sitios se consideró una muestra compuesta de suelo para cada árbol, cada muestra compuesta estuvo conformada por 4 submuestras de igual volumen y profundidad. Las submuestras se tomaron a 1 m de distancia de la base de cada árbol, en forma de cruz, para abarcar más variabilidad natural (Rodríguez y Rodríguez, 2002). Cada submuestra se tomó a través de una pequeña excavación, a una profundidad de 40 cm y se colocaron en bolsas de plástico debidamente rotuladas. La razón de utilizar esta profundidad obedece a que existe mayor actividad radicular de teca (Chávez y Fonseca, 1991). Inmediatamente después del muestreo las muestras fueron limpiadas de piedras visibles y secadas en la sombra durante 48 horas aproximadamente antes de su almacenamiento temporal.

5.2.2. Colecta de muestras foliares

Para el análisis del contenido mineral foliar se recolectaron 8 hojas por árbol del tercio superior de la copa viva, iluminadas por completo y libre de daños o enfermedades visibles. Las hojas recolectadas se colocaron en bolsas de papel perforadas, correctamente rotuladas. La colecta y manejo de muestras foliares se realizó siguiendo las indicaciones recomendadas y establecidas en el manual de análisis químico vegetal de Alcántar y Sandoval (1999). Se realizó únicamente adecuaciones que correspondan a investigaciones de éste tipo de especies forestales.

5.2.3. Toma de datos del crecimiento de las plantaciones

Con la finalidad de poder correlacionar el estado de desarrollo de la plantación con su estado nutricional foliar y de suelo, y algunas propiedades de la madera, se midieron 8árboles por procedencia. Se consideraron las siguientes variables dasométricas:

- ❖ Diámetro a la altura del pecho (DAP). El crecimiento del diámetro se midió con cinta métrica a 1.30 m de altura a la base del árbol; siendo la medida a esta altura estandarizada a nivel

mundial y ampliamente usada en inventarios forestales (Romahn *et al.*, 1994). Para obtener los datos del diámetro se utilizó la siguiente ecuación:

$$DAP = \frac{C}{\pi}$$

Donde:

D= Diámetro a la altura del pecho en cm

C= circunferencia en cm

$\pi = 3.1416$

- ❖ Altura total del árbol. El crecimiento en altura de los árboles se midió con un clinómetro, con el cual se tomaron mediciones en porcentaje de la parte superior y de la base del árbol, y una cinta métrica con la cual se midió la distancia horizontal de la base del árbol hasta una distancia donde se pudiera observar la parte superior del árbol (15 a 20 m). Para obtener los datos de altura total se utilizó la siguiente ecuación:

$$H = \frac{Dh (Ls - Lb)}{100}$$

Donde:

H= altura en m

Dh= Distancia horizontal en m

Ls= Lectura superior del árbol en %

Lb= Lectura de la base del árbol en %

5.2.4. Obtención de especímenes de fuste de los árboles

Fueron seleccionados y cortados 8 árboles, del segundo aclareo, por procedencia, que no presentaban torceduras, bifurcaciones, daños por insectos o hongos. Se cortaron trozas de 50 cm de longitud a la altura de 1.30 m, correspondiente a la altura del diámetro del pecho (DAP), de la cual se obtuvo una rodaja de 5 cm de espesor al DAP con diámetros promedios de 19.3 y 17.6 cm para árboles de Veracruz y Nayarit, para la determinación del duramen. Las trozas fueron

aserradas en tablas de la parte del duramen, a este proceso se le conoce como predimensionado, lo que facilitó la elaboración de bloques de prueba o probetas. Las tablas se cortaron orientadas perpendicularmente a los anillos de crecimiento con un grosor de 45 cm; de las cuales se obtuvieron probetas para la evaluación anatómica, densidad, resistencia natural al ataque de hongos y aserrín para los extractos.

5.3. Etapa de laboratorio

5.3.1. Análisis edáfico

Se determinó en base a la Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis (SEMARNAT, 2002). Las características consideradas:

- pH. Se empleó el método electrométrico (potenciómetro). Se pesaron 25 g de suelo más 50 mL de agua destilada en vaso de 100 mL (relación suelo:agua 1:2). Se agitó la suspensión durante 25 minutos, se dejó asentar el suelo precipitado y se determinó el pH utilizando un potenciómetro marca Orion research 301, modelo Analog Bench pH Meter, de electrodos de vidrio y calomel.
- Materia orgánica. Se evaluó a través del contenido de carbono orgánico con el método de Walkley y Black (Bigham, 1996). Se pesaron 0.5 g de suelo retamizado y se agregaron 10 mL de dicromato de potasio 1 N y 20 mL de H₂SO₄ concentrado. Se dejó reposar la suspensión durante 30 minutos. Después se agregaron 100 mL de agua destilada, 10 mL de ácido fosfórico, 1 mL de difenilamina. Se tituló con sulfato ferroso 0.5 N y se anotó el gasto.
- Capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables. El método usado fue el de acetato de amonio (Bigham, 1996). Se pesaron 5 g de suelo seco y tamizado. La muestra se colocó en un vaso de precipitado de 250 mL y se añadió 115 mL de acetato de amonio. Se dejó reposar durante 24 horas. Se filtró en embudo Buchner, y se procuró que no quedara nada adherido al vaso de precipitado (se guardó el extracto para la determinación de los cationes extraíbles). Se lavó el exceso de amonio con 200 mL aproximadamente de alcohol

isopropílico. El sólido filtrado se pasó al matraz Kjeldhal, tomando la muestra del embudo enrollándolo con el papel filtro. Se añadió al matraz Kjeldhal 10 g de NaCl, 25 mL de NaOH (40%), parafina, perlas de vidrio granallas de zinc, 300 mL de agua destilada. Inmediatamente se procedió a la destilación. Recibiéndose en matraz Erlenmeyer de 500 mL, que contenía 100 mL de H₃BO₃ al 4%, más 75 mL de agua destilada y 6 gotas de indicador mixto (rojo de metilo y azul de metileno), hasta obtener un volumen de 300 mL. Se tituló con HCl al 1 N, hasta que viró del verde a violeta. Para cationes intercambiables de Ca y Mg, del filtrado que se utilizó para el CIC se tomó una alícuota de 10 mL y se colocó en un vaso precipitado, colocándose en un plato caliente hasta evaporarse en baño María. Se lavó las paredes del vaso con un poco de agua y se volvió a evaporarse. Se adicionó 1 mL de HNO₃ concentrado y 3 mL de HCl concentrado y se dejó evaporar hasta sequedad dentro de una campana. Se dejó enfriar. Se disolvió el residuo en 20 mL de ácido acético 0.1 N y filtró recibiendo el filtrado en matraz volumétrico de 50 mL, lavando el vaso y el papel filtro con agua destilada. Se aforó a la marca (50mL) con acetato de amonio. Se tomó una alícuota de 10 mL, se agregó 1 mL de solución Buffer, más 1 mL de Dietil-Carbamato de sodio, más 4 gotas de negro de ericromo. Se tituló con versenato (E.D.T.A) 0.01 N hasta que viró del color tinto al azul (se determinó Ca + Mg en meq 100g⁻¹ de suelo). Para determinar Calcio se tomó otra alícuota de 10 mL, se le agregó 2 mL de NaOH 4N, más 1 mL de Dietil carbamato de Na, más una pequeña cantidad de granos de murexide. Se tituló con versenato 0.01 N hasta que viró del color rosa a violeta. Por diferencia se determinó Mg. Se determinó K en el extracto obtenido de la filtración mediante flamómetro, utilizando el filtro adecuado.

- **Nitrógeno Nítrico.** Se pesó 5g de suelo tamizado a 2 mm, se pasó a un tubo de polipropileno de 100 mL, se adicionaron 50 mL de KCl 2N, se taparon perfectamente con tapón de hule colocando un cuadrito o bolsita pequeña de polietileno entre el tubo y el tapón para evitar contaminaciones en los extractos, luego de esto se agitó durante una hora, a 180 vaivenes por minuto en un agitador de vaivén. Se filtró los extractos después de la agitación con papel filtro No. 41 (Bigham, 1996). Se añadió 10 mL de la mezcla H₃BO₃-indicador, a un matraz Erlenmeyer de 125 mL. Se colocó el frasco debajo del tubo de salida del condensador del aparato de destilación. Se pipeteó una alícuota de 10 mL del extracto al matraz de destilación

y se agregó 1 mL de ácido sulfámico, 0.2 g de MgO calcinado y 0.2 g de aleación de Devarda. Se conectó el aparato de destilación y se continúa el proceso hasta obtener 50 mL del destilado. Se tituló con ácido sulfúrico 0.005N estandarizado (valorado).

- Fósforo. El método usado fue el molibdovanadato de amonio (Bigham, 1996), procediendo de la siguiente forma: Se pesaron 5 g de suelo más 25 mL de agua destilada en vaso de 100 mL (relación suelo:agua 1:2). Se agitó la suspensión durante 25 minutos. Se filtró en un matraz volumétrico de 50 mL, lavando el filtrado con porciones de agua destilada, luego se aforó. Se tomó una alícuota de 10 mL, en otro matraz volumétrico de 50 mL. Se adicionó 10 mL de molibdovanadato de amonio y se aforó. Se dejó reposar por 30 minutos. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro de luz visible, marca LaboMed, inc., modelo Spectro 23 RS, a una longitud de 400 nm.
- Manganeso, Cobre, Zinc y Hierro. El método usado para la medición de estos elementos fue por absorción atómica (Helrich, 1990). Se pesaron 5 g de suelo más 25 mL de agua destilada en vaso de 100 mL (relación suelo:agua 1:2). Se agitó la suspensión durante 25 minutos. Se filtró en un matraz volumétrico de 50 mL, lavando el filtrado con porciones de agua destilada, luego se aforó y se hizo la lectura en el espectrofotómetro de absorción atómica, marca Varian, modelo AA240FS.
- Textura del suelo. El método usado fue del hidrómetro de Bouyoucos (Bigham, 1996). Donde se pesó 50 g de suelo de textura fina y 100 g de textura gruesa. Se pusieron en un vaso precipitado de 250 cm³, se agregó agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm, se agregó 10 ml de hexametáfosfato de sodio y se dejó reposar por 10 minutos. Se pasó al vaso de la dispersadora y se dispersó durante 10 minutos. Se vació el contenido del vaso de la dispersadora a una probeta de Bouyoucos, arrastrando todo el suelo con una piceta con agua destilada. Se agregó agua y aforó a la marca indicada manteniendo el hidrómetro dentro de la probeta (1,130 mL para suelos de textura fina y 1,205 mL para los de textura gruesa). Se sacó el hidrómetro y se suspendió el suelo agitando la probeta durante un minuto, tapado con un tapón de hule. Se colocó la probeta sobre la mesa e inmediatamente se colocó de nuevo el hidrómetro y se hizo la primera lectura a los 40 segundos. Se tomó la temperatura

de la muestra. Se dejó en reposo por dos horas y al término de ese tiempo, se hizo la segunda lectura en el hidrómetro y también con el termómetro.

5.3.2. Análisis foliar

Las muestras foliares fueron cortadas en pequeños trozos, para luego mezclarlos y obtener una muestra compuesta. Estas muestras compuestas se lavaron con agua potable y enjuagaron con agua destilada, después fueron secadas a 60°C durante 48 horas aproximadamente. Las muestras secas, se molieron en molino de acero inoxidable, después se secaron en estufa a 60°C hasta alcanzar peso constante y se almacenaron en bolsas de plástico, donde se tomó la cantidad necesaria para cada análisis. Se determinaron las siguientes variables:

- ✓ Nitrógeno. El método usado fue Kjeldhal (Helrich, 1990), procediendo de la siguiente forma: Se pesó 1 g de muestra seca y molida, en papel filtro. La muestra envuelta se puso en un matraz Kjeldhal de 800 mL. Se agregaron 5 g de mezcla selénica y 30 mL de H₂SO₄ concentrado. Se colocó en el digestor hasta que la muestra en digestión tomó color claro verdoso. Se apagó y se dejó enfriar, una vez frío se agregaron 300 mL de agua destilada, 7 lentejas de zinc, virutas de parafina, perlas de vidrio y 100 mL de Hidróxido de Sodio al 40%. Se llevó el matraz al tren de destilación y se insertó el tapón que tiene la trampa de vapor, y se inició la destilación. El destilado se recibió en un matraz Erlenmeyer de 500 mL que contenía 100 mL de ácido bórico al 4%, y 3 gotas de indicador universal. Cuando se destiló 300 mL, sumando el líquido que ya tenía el matraz se apagó la parrilla y se retiró el matraz Erlenmeyer. Se tituló con ácido clorhídrico 0.1 N y se anotó el gasto. El cálculo se hizo mediante la siguiente fórmula:

$$\% N = \frac{G \times N \times Meq \times 100}{g M}$$

Donde:

G= Gasto de Ácido Clorhídrico

N= Normalidad del Ácido

Meq= Miliequivalente del Nitrógeno 0.014

100= Para referir al por ciento

g M= Gramos de muestra

- ✓ Fósforo. El método usado fue el molibdovanadato de amonio (Helrich, 1990), procediendo de la siguiente forma: Se pesó 1 g de muestra seca y molida en un crisol de porcelana. Se calcinó la muestra en la mufla desde 50°C ascendiendo lentamente la temperatura hasta 600°C, dejando la muestra a esta temperatura durante dos horas aproximadamente. Se apagó la mufla y se dejó enfriar. Una vez frío el crisol, se vació el total de las cenizas en un matraz Erlenmeyer de 125 mL. Se adicionaron 3 mL de ácido nítrico (2:1), se calentó y se digirió a una temperatura de 65°C aproximadamente hasta que se completó la disolución. La solución se enfrió y se filtró en un matraz volumétrico de 100 mL, lavando el filtrado con porciones de agua destilada, luego se aforó. Se neutralizó la muestra, tomando 10 mL del matraz aforado de 100 mL y se pasaron a un matraz Erlenmeyer de 125 mL, más 3 gotas de indicador rojo de metilo y mediante la titulación se determinó la cantidad necesaria de la solución de carbonato de sodio 0.2 N. Se tomó otra alícuota de 10 mL y se colocó en un matraz volumétrico de 100 mL y se adicionó la cantidad que se tuvo de gasto de la solución de carbonato de sodio, pero sin indicador, más 10 mL de molibdovanadato de amonio y se aforó. Se dejó reposar por 30 minutos. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro de luz visible, marca LaboMed, inc., modelo Spectro 23 RS, a una longitud de 400 nm.

- ✓ Potasio, Calcio, Magnesio, Manganeso, Cobre, Zinc y Hierro. El método usado para la medición de estos elementos fue por absorción atómica (Helrich, 1990). Se pesó 0.5 g de muestra seca y molida en un crisol de porcelana. Se calcinó la muestra en la mufla desde 50°C ascendiendo lentamente la temperatura hasta 600°C, durante dos horas aproximadamente. Se apagó la mufla y se dejó enfriar. Se adicionaron 10 gotas de agua destilada a las cenizas, más 3 mL de ácido nítrico (1:1). Se colocó en plato caliente la muestra en el crisol hasta sequedad, a baja temperatura. Se dejó enfriar la muestra y se volvió a llevar a la mufla, desde una temperatura de 50°C ascendiendo lentamente hasta 600°C, durante dos horas aproximadamente. Se apagó la mufla y se dejó enfriar. Una vez frío, se adicionó 10 mL de ácido clorhídrico (1:1). Se filtró el contenido en matraz volumétrico de

50 mL. Se aforó y se hizo la lectura en el espectrofotómetro de absorción atómica, marca Varian, modelo AA240FS.

Se usó la guía para la interpretación de análisis foliar con base en estudios de Drechsel y Zech (1991) y Boardman *et al.* (1997), se caracterizaron las plantaciones muestreadas para teca, que se muestra a continuación:

Tabla 1. Interpretación de contenidos foliares de nutrimentos en plantaciones de teca.

Nutrimentos	Condición			
	Deficiente	Bajo	Adecuado	Alto
N	<1.20	1.20-1.51	1.52-2.78	
P	<0.10	0.10-1.13	0.14-0.25	0.40
%				
K	<0.50	0.50-0.79	0.80-2.32	2.33
Ca	<0.55	0.55-0.71	0.72-2.20	>2.20
Mg	<0.10	0.10-0.19	0.20-0.37	>0.37
Cu			10.0-25.0	>25.0
Zn		11.0-19.0	20.0-50.0	>50.0
mg kg ⁻¹				
Mn	<30.0	30.0-49.0	50.0-112.0	>112.0
Fe			58.00-390.0	379.0-1074.0

5.3.3. Caracterización anatómica

Para la caracterización cuantitativa de algunos elementos celulares, se cortó un cubo de madera orientado longitudinalmente. Se obtuvieron astillas tanto de madera temprana y tardía para formar una muestra compuesta, los cuales fueron colocados en un tubo de ensayo con la solución disociadora de Franklin (mezcla 1:2 de ácido acético glacial y peróxido de hidrógeno al 30%). Se colocó en baño María a 60°C y se dejó hasta que las astillas quedaron suaves y blanquecinas. Se retiró el exceso de reactivo agregando el agua necesaria. Se prepararon láminas con este material (IAWA, 1989). Se midieron 25 fibras sobre fotografías digitales a un aumento de 4X y se determinó la longitud de las fibras. El diámetro del lumen, el diámetro total de la fibra y el grosor de la pared celular se midió a un aumento de 40X. Asimismo se obtuvieron

probetas de 1 cm por lado, los cuales fueron sometidos a proceso de ablandamiento por medio de ebullición con agua. Se realizaron en un micrótopo marca AO Cientific Instrument, modelo 860, cortes histológicos de 15 a 30 μm en la sección transversal, tangencial y radial de la probeta. Se prepararon láminas permanentes (IAWA, 1989) y se observaron en un microscopio marca Wild Heerbrugg, modelo M12-83632. Se midieron 25 vasos que incluían madera temprana y tardía, sobre fotografías digitales a un aumento de 4X y se determinó el diámetro total de los vasos en la sección transversal, a éste mismo aumento se midió en la sección radial, la longitud de los vasos. Para el ancho y largo de los radios, se midieron 25 radios en la sección tangencial a un aumento de 4X. Las mediciones de estos elementos anatómicos fueron realizadas con el programa Arcview GIS 3.2.

5.3.4. Porcentaje de duramen

Para la determinación del duramen, se obtuvieron rodajas de 5 cm de espesor con diámetros promedios de 19.3 y 17.6 .cm para árboles de Veracruz y Nayarit, respectivamente; los cuales fueron secadas al aire y pulidas en una de las superficies transversales con lijas de granulometría decreciente (80-100-120). Se realizaron dos mediciones ortogonales de los diámetros de las rodajas sin corteza y del duramen (sentidos: norte-sur y este-oeste) con centro en la médula. El límite del área del duramen se apreció macroscópicamente por inspección visual, siendo muy marcado. A partir de las áreas obtenidas, se calculó la proporción de duramen como porcentaje del área total sin corteza de la sección transversal.

5.3.5. Evaluación de la densidad

Para la evaluación de la densidad, los especímenes se elaboraron conforme a las especificaciones de la norma ASTM D-2395-02 (ASTM, 2003). Se determinó el peso húmedo de las muestras, inmediatamente se secaron en un horno marca Felisa modelo FE-292 a 105°C por 24 horas, hasta peso constante. Se calculó la densidad básica a partir de la relación entre peso seco y volumen verde.

5.3.6. Evaluación de la resistencia natural al ataque de hongos

Se realizó mediante los procedimientos para ensayos acelerados de laboratorio de resistencia natural a la pudrición de madera, descritos en las normas ASTM D-2017 (ASTM, 2007) y EN 350-1 (CEN, 1994) correspondientes a ensayos bloque-suelo y bloque-agar respectivamente.

- Preparación de probetas. Las probetas de prueba, controles y testigos para los ensayos bloque-suelo y bloque-agar se cortaron de las siguientes dimensiones: 2.5 x 2.5 x 1 cm y 2.5 x 1.5 x 5 cm respectivamente. Los bloques alimentadores para el ensayo bloque-suelo tuvieron las siguientes dimensiones: 3 x 3 x 0.5 cm. De la sección del duramen de los 8 árboles por procedencia, se seleccionaron 16 probetas/árbol/ensayo, siendo 256 probetas por procedencia, haciendo un total de 512 probetas para las evaluaciones respectivas. Las probetas se secaron a 100°C hasta peso constante ± 0.01 para determinar el peso inicial (W_i). Posteriormente se humectaron hasta alcanzar un contenido de humedad mayor o igual a 30%, para favorecer la actividad de los hongos de pudrición. Finalmente se esterilizaron en autoclave durante 15 minutos a 15 psi.
- Hongos utilizados. Se utilizaron tres especies de hongos xilófagos, dos hongos de pudrición blanca: *Trametes versicolor* (L.Fr.) Pilat y *Phanerochaete chrysosporium* y un hongo de pudrición parda: *Gloeophyllum trabeum* (Pers.Ex.Fr.) Murr. Las normas ASTM D-2017 (ASTM, 2007) y EN 350-1 (CEN, 1994) recomiendan el empleo de estas especies de hongos debido a su agresividad y presencia frecuente en maderas de latifoliadas y coníferas. Los hongos empleados pertenecen a la colección de cepas del laboratorio de Propiedades y Usos de la Madera "Dr. Ezequiel Montes Ruelas" del Departamento de Madera, Celulosa y Papel de la Universidad de Guadalajara. Los hongos fueron resembrados en cajas petri en medios de cultivo: extracto de malta agar (*Trametes versicolor* y *Gloeophyllum trabeum*) y papa dextrosa agar (*Phanerochaete chrysosporium*), una semana antes para los hongos de pudrición blanca y dos semanas antes para el hongo de pudrición parda, para poder ser inoculado en las cámaras de pudrición (frascos).

- Ensayo bloque-suelo. Se prepararon 280 frascos de vidrio de 235 mL, en las cuales se depositaron 111.3 g de suelo orgánico con capacidad de retención de agua de 35.4%, pH de 5, y se adicionaron 56 mL de agua destilada para elevar la humedad a 130% y compensar el agua perdida en el proceso de esterilización. En la superficie del suelo se colocaron los bloques alimentadores, elaborados de maderas altamente susceptible al ataque de hongos, como la especie *Alnus sp.* (aile) para los ensayos con los hongos de pudrición blanca y la especie *Pinus sp.* (pino) para los ensayos con el hongo de pudrición parda. Los frascos ligeramente cerrados, depositados en bolsas de papel para esterilizar, se pusieron en el autoclave durante una hora a 15 psi. Una vez frío el autoclave, se sacaron los frascos y se colocaron dentro de la campana de flujo laminar. Sobre el bloque alimentador en una región cercana al suelo, se colocó un inóculo circular de aproximadamente 1 cm del hongo de prueba correspondiente. Se dejó incubando a 27°C y 70% de humedad relativa, hasta que el micelio cubrió completamente el bloque alimentador y se colocaron sobre él, las probetas previamente humectadas y esterilizadas. Se dejó incubar en la cámara de incubación por 16 semanas. Al término del periodo de incubación, las probetas fueron sacadas de cada frasco, se limpió cuidadosamente con un cepillo el micelio adherido e inmediatamente se determinó el peso húmedo (W_h) para calcular el contenido de humedad. Se secó a 100 °C hasta peso constante de ± 0.01 para determinar el peso seco final (W_f). Para establecer un control sobre las condiciones experimentales del estudio (esterilización, contenido de humedad y pérdida de peso) se depositaron probetas de prueba en frascos sin inocular el hongo, a los que se les denominó controles. Se utilizaron probetas testigos de baja durabilidad como la madera de *Alnus sp.* y *Pinus sp.*, para comprobar la actividad de los hongos de pudrición blanca y parda, respectivamente.
- Ensayo bloque-agar. Se prepararon 280 frascos de vidrio de 300 mL, en las cuales se depositaron 60 ml de extracto de malta agar como medio de cultivo para los hongos *Trametes versicolor* y *Gloeophyllum trabeum* y 60 ml de papa dextrosa agar como medio de cultivo para el hongo *Phanerochaeta chrysosporium*. Los frascos ligeramente cerrados, depositados en bolsas de papel para esterilizar, se pusieron en la autoclave durante 15 minutos a 15 psi. Una vez frío el autoclave, se sacaron los frascos y se colocaron dentro de

la campana de flujo laminar. Luego que el medio de cultivo se enfrió y solidificó, se colocó un inóculo circular de aproximadamente 1 cm del hongo de prueba correspondiente. Se dejó incubando a 27°C y 70% de humedad relativa, hasta que el micelio cubrió completamente la superficie del medio de cultivo. Con el fin de propiciar la aireación y separar ligeramente la probeta de prueba y el testigo del micelio, se colocaron dos tubos capilares de vidrio (0.4-0.6 mm de diámetro) sobre la superficie cubierta por el micelio y se colocó arriba de estos las probetas. Se dejó incubar en la cámara de incubación por 16 semanas. Al término del periodo de incubación, las probetas fueron sacadas de cada frasco, se limpió cuidadosamente con un cepillo el micelio adherido e inmediatamente se determinó el peso húmedo (W_h) para calcular el contenido de humedad. Se secó a 100°C hasta peso constante de ± 0.01 para determinar el peso seco final (W_f). Para establecer un control sobre las condiciones experimentales del estudio (esterilización, contenido de humedad y pérdida de peso) se depositaron probetas de prueba en frascos sin inocular el hongo, a los que se les denominó controles. Se utilizaron probetas testigos de baja durabilidad como la madera de *Alnus sp.* y *Pinus sp.*, para comprobar la actividad de los hongos de pudrición blanca y parda, respectivamente.

- Determinación del grado de resistencia natural. Este grado se conoce mediante el cálculo de la pérdida de peso de las probetas expuestas a hongos de pudrición en los ensayos bloque-suelo y bloque-agar, para ello se empleó la siguiente ecuación:

$$\% \text{PW} = \left[\frac{W_i - W_f}{W_i} \right] \times 100$$

Donde:

PW= Pérdida de peso en %

W_i = Peso inicial en g

W_f = Peso final en g

- Determinación del contenido de humedad. Para determinar el contenido de humedad de las probetas expuestas a los hongos en los dos ensayos, se empleó la siguiente ecuación:

$$\%CH = \left[\frac{W_h - W_f}{W_f} \right] \times 100$$

Donde:

CH= Contenido de humedad en %

W_h= Peso húmedo en g

W_f= Peso seco final en g

- Determinación de la clasificación de la resistencia natural. Con base en la pérdida de peso que presentan los especímenes de madera expuestos a hongos de pudrición en las normas ASTM D 2017-05 (ASTM, 2007) y EN 350-1 (CEN, 1994), se han establecido la clasificación de resistencia natural de la madera en condiciones favorables al desarrollo de estos organismos. A continuación se presentan las clasificaciones de la resistencia natural de la madera a la pudrición:

Tabla 2. Clasificación de la resistencia natural de acuerdo a la norma ASTM D 2017-05.

Clase de resistencia	Pérdida de peso (%)
Altamente resistente	0 a 10
Resistente	11 a 24
Moderadamente resistente	25 a 44
Ligeramente resistente	45 o superior

Tabla 3. Clasificación de la resistencia natural de acuerdo a la norma EN 350-1.

Clase de resistencia	Categoría de resistencia	Pérdida de peso (%)
1	Muy durable	$0 \leq 5$
2	Durable	$5 \leq 10$
3	Moderadamente durable	$10 \leq 20$
4	Ligeramente durable	$20 \geq 30$
5	No durable	> 30

5.3.7. Determinación del contenido de extractos

Se procedió a astillar y moler en un molino Willey las muestras de madera. El material molido se tamizó en una malla No. 60 (250 μm) y fue utilizado el material menor a 250 μm . De las muestras tamizadas, se pesó 1 g para determinar el contenido de humedad y 50 g para extracciones sucesivas con los siguientes solventes de acuerdo a su polaridad, de menor a mayor: hexano, acetato de etilo y metanol. Una mezcla de 50 g de muestra en 500 mL de cada solvente (1:10) se sometió a agitación continua (250 rpm), a una temperatura ambiente durante 24 horas por cada solvente. La muestra agitada se filtró en un embudo Buchner por medio de vacío utilizando papel Whatman No. 41 (20-25 μm). Al material filtrado se le evaporó el disolvente en un rotavapor a 40 °C hasta la sequedad y finalmente, se pesó el extracto. El porcentaje del contenido de extractos fue determinado por cada solvente y el total. Para calcular los porcentajes de extractos en cada solvente se consideró el peso de la muestras antes y después de la extracción con el solvente, así como el contenido de humedad que presentaban (que en este caso era de 8%). Se utilizó la siguiente ecuación de cálculo de porcentaje de extractos:

$$\text{Porcentaje de extractos} = \frac{\frac{(PMAE)}{1 + \left(\frac{CH}{100}\right)} - (PMDE)}{\frac{(PMAE)}{1 + \left(\frac{CH}{100}\right)}} \times 100$$

Donde:

CH= Contenido de humedad

PMAE= Peso de muestra antes de extracción

PMDE= Peso de muestra después de extracción

5.3.8. Evaluación de la actividad antifúngica

Esta actividad se evaluó para los extractos en cada solvente y para las diferentes fracciones obtenidas de la cromatografía de columna y agrupadas por la cromatografía de capa delgada. Esta actividad se evaluó con un medio de cultivo de una dilución de agar (proporción de 33.6 g de agar de extracto de malta por cada litro de agua destilada) con inoculación superficial en placa. El agar es el medio de cultivo y se esterilizó en autoclave durante 15 minutos a una presión

de 15 psi. Las diferentes concentraciones de los extractos o las diferentes concentraciones de fracciones fueron preparadas de la siguiente manera: Cuando se obtuvo el peso del extracto, se llevó a un volumen aforado de 10 mL y se determinó la concentración inicial. De la concentración inicial se tomó un volumen que varió de acuerdo a las concentraciones a utilizar (1, 8, 16, 24, 32 y 40 mg mL⁻¹) y se mezcló en 20 mL del medio de cultivo, después fueron colocadas en cajas petri. Asimismo se prepararon cajas petri solamente con medio de cultivo que se emplearon como control. Las cajas petri fueron inoculadas en el centro de cada caja con *Trametes versicolor* y *Glophyllum trabeum*, hongos de producción blanca y parda respectivamente, comúnmente degradadores de la madera. Luego se incubó a 27°C y 70% de humedad relativa, hasta que el medio de cultivo fue cubierto totalmente por el hongo en las cajas empleadas como control, aproximadamente en una semana para *T. versicolor* y en dos semanas para *G. trabeum*. La actividad antifúngica (AFA) se evaluó midiendo el crecimiento radial de los hongos sobre el medio de cultivo con extracto y sin extracto (control). Mediante el procedimiento de Rutiaga-Quinones *et al.* (1999), se determinó el porcentaje de actividad antifúngica (%AFA) de acuerdo a la siguiente ecuación.

$$\% \text{ AFA} = \left[\frac{A_c - A_e}{A_c} \right] \times 100$$

Donde:

AFA= Porcentaje de actividad antifúngica

A_c= Área de crecimiento del hongo en la caja control

A_e= Área de crecimiento del hongo en la caja con extracto

El grado de fungitoxicidad de los extractos probados fue clasificado nuevamente con los criterios de Rutiaga-Quinones *et al.* (1999) y detallados a continuación según el crecimiento del hongo:

Tabla 4. Clasificación de la toxicidad de acuerdo a la actividad antifúngica.

Clasificación de toxicidad	Porcentaje de actividad antifúngica (AFA)
Altamente tóxico	75- 100
Tóxico	50-75
Moderadamente tóxico	25-50
Poco tóxico	Menor a 25
No tóxico	0
Promotor de crecimiento	Negativo

5.3.9. Análisis cromatográfico

Para este análisis se utilizaron 3 tipos de cromatografías: cromatografía de capa fina, cromatografía de columna y cromatografía de gases acoplado a espectrometría de masas.

- Análisis cromatográfico de capa delgada (CCD). Se utilizaron 4 fases móviles: acetato de etilo, mezclas de acetato de etilo:hexano (1:1), acetato de etilo:hexano (2:1) y acetato de etilo: metanol (1:1). Se utilizaron placas de gel de sílice con soporte de aluminio marca Merck recortada en dimensiones de 5 x 10 cm, las cuales fueron secadas en estufa a 105°C. La placa se marcó con lápiz a un centímetro del borde en uno de los extremos, se colocó sobre ella, alícuotas de 2 µL a una separación de 1 cm entre muestras y se dejó secar. En una cámara (tanque de desarrollo) se colocó la fase móvil o solvente (el solvente debía tener menos de 1 cm de profundidad para que no entre en contacto directo con las muestras) con papel filtro para saturar el envase. Después se colocó la placa con la muestra, se tapó la cámara y se dejó que el solvente subiera por capilaridad hasta 1 cm antes de llegar al extremo de la placa. Se observó la separación de las manchas (componentes de la mezcla) en un equipo ultravioleta, las cuales fueron identificadas por contraste en el fondo fluorescente en sitios a diferentes distancias de la placa cromatográfica.
- Análisis cromatográfico de columna. Después de determinar las separaciones mediante las fases móviles como fue detallado anteriormente, se procedió a realizar cromatografía de columna al extracto que presentó la mejor actividad antifúngica. Se tomaron 500 mg del

extracto en acetato de etilo y se fue disolviendo en acetona hasta alcanzar la total solubilidad en este solvente, luego se agregó y se disolvió 2 g de gel de sílice en polvo, previamente secado a 100°C. Esta mezcla se dejó en reposo hasta que la acetona se evaporara completamente, quedando un polvo sólido de color café. En la preparación de la columna se procedió de la siguiente manera: se tomaron aproximadamente 50 g de gel de sílice, previamente secado a 100°C, y se mezcló con hexano hasta formar una suspensión y se procedió a colocarla en la columna cromatográfica teniendo el cuidado de no formar burbujas y así formar la fase estacionaria. Luego en la parte superior de la columna, formada por el gel de sílice, se colocó la muestra del extracto. Para el análisis cromatográfico de columna primeramente se comenzó con 50 mL de hexano para uniformizar la columna, inmediatamente se procedió a agregar lentamente una fase móvil de aproximadamente 550 mL de la solución de acetato de etilo:hexano (1:1) hasta que no se observó manchas por CCD en las fracciones obtenidas de columna. Luego se cambió la fase móvil al agregar aproximadamente 250 mL de acetato de etilo solo hasta que nuevamente no ocurriera cambio en las fracciones obtenidas de la columna. Finalmente se procedió a agregar aproximadamente 140 mL de metanol para remover la parte polar del extracto. Las fracciones que presentaron el mismo patrón de manchas en la CCD se juntaron y concentraron para posteriormente probar su actividad antifúngica.

- Análisis cromatográfico de gases acoplado a espectrometría de masas (CG-EM). Las fracciones cromatográficas que presentaron actividad antifúngica, fueron disueltas en acetona y se inyectaron manualmente con 1 µL en el cromatógrafo de gases acoplado a un detector de masas de ionización electrónica (EI) con trampa iónica y trampa de 160°C y línea de transferencia de 250°C. El análisis se hizo con un equipo Detector Varian 220-MS, columna Supelco SLB-5MS de 30 m x 0.25 mm x 0.1µm, programa de temperatura inicial de 150°C, con gradiente de 10 hasta 290°C, inyector de temperatura a 250°C. Los compuestos fueron identificados por comparación de sus espectros de masa reportados en la literatura y por análisis de sus iones fragmento.

5.4. Análisis estadístico

Se realizó un análisis estadístico básico de promedios y coeficiente de variación en el programa de Excel (Microsoft office 2010). Así mismo se realizó un análisis de varianza (ANOVA) para establecer las diferencias entre procedencias. Se determinó un análisis unifactorial en la evaluación anatómica, densidad, porcentaje de duramen y extractos, mientras que para la pérdida de peso se realizó un análisis multifactorial. Las diferencias entre medias fueron establecidas por la Prueba de Rangos Múltiples. Se realizó además una matriz de correlación de Pearson para las variables de suelo, foliar y crecimiento. Tanto el análisis de varianza, las pruebas de diferencias entre medias y la correlación fueron realizadas por medio del programa STATGRAPHICS Centurión XV.II versión 15.2.06.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Características anatómicas

6.1.1. Descripción microscópica

En la figura 7 se muestran las secciones transversal, tangencial y radial de la madera en teca de Veracruz y Nayarit. En la sección transversal (Figura 7a y 7b) se observó que la madera de teca en ambas procedencias presentaron porosidad anular, vasos de contorno ovalado a circular. Vasos dispuestos en patrón radial. Agrupamiento principalmente solitario y en grupos de 2 a 4 en Veracruz y de 2 a 3 en Nayarit. Promedio de 5 vasos mm^{-2} para Veracruz y de 6 vasos mm^{-2} para Nayarit. Placas de perforación simples, punteaduras intervasculares alternas redondas. Patrón de parénquima axial paratraqueal vasicéntrico y escaso. En la sección tangencial en Veracruz (Figura 7c) y en Nayarit (Figura 7d) en la madera de teca presentaron parénquima radial con radios principalmente biseriados y triseriados, también tetraseriados de 2 a 4 células de ancho por 4 a 50 células de largo para Veracruz y de 6 a 60 células para Nayarit. Los radios uniseriados son cortos de 3 a 9 células de largo para Veracruz y de 3 a 12 para Nayarit. Radios con tendencia a la estratificación. En la sección radial en Veracruz (Figura 7e) y en Nayarit (Figura 7f) en la madera de teca presentaron radios homocelulares compuestos por un solo tipo de células.

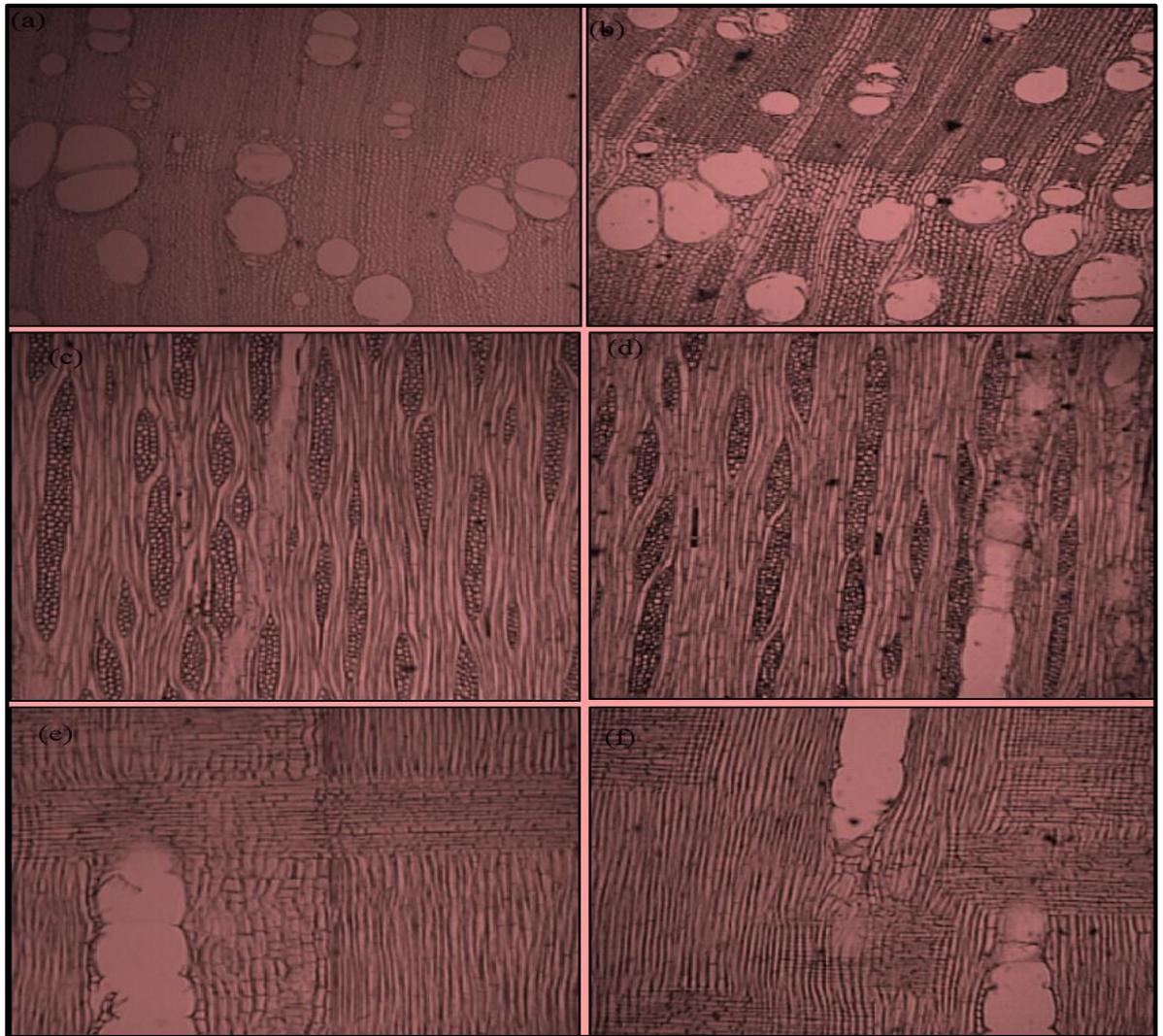


Figura 7. Secciones de corte en la madera de las dos procedencias a un aumento de 4X (a) Sección transversal-Veracruz (b) Sección transversal-Nayarit (c) Sección tangencial-Veracruz (d) Sección tangencial-Nayarit (e) Sección radial-Veracruz (f) Sección radial-Nayarit.

6.1.2. Evaluación cuantitativa microscópica

La mayoría de las características anatómicas presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$) con respecto a la procedencia (Tabla 5). Las más notorias se observan en el diámetro total y longitud de los vasos, los cuales son considerados elementos anatómicos del xilema con

mayor capacidad de adaptación a las condiciones de crecimiento (Carlquist, 2003); en este sentido, la longitud de los vasos a pesar de la diferencia para ambas procedencias corresponden según IAWA (1989) a vasos cortos. En los ejemplares evaluados para cada procedencia, las diferencias encontradas en el diámetro total y longitud de los vasos, manifiestan la capacidad de adaptación de los árboles a las diferentes condiciones de clima, principalmente la precipitación de cada sitio evaluado, siendo el lugar de mayor precipitación el que registró valores altos, lo que contribuye a una conducción más eficiente del agua en el xilema (Baas, 1982). Las diferencias encontradas en el presente estudio coincide con lo reportado por Bhat *et al.* (2001), quienes determinaron que el diámetro de los vasos fue mayor en la plantación agroforestal de sitio húmedo (217 μm) en comparación con el sitio seco (199 μm) y de la plantación forestal (205 μm) para árboles de 35 años en India; por su parte Bhat y Priya (2004) en plantaciones de la India con árboles de 21 y 65 años y Moya *et al.* (2009b) en plantaciones de Costa Rica con ejemplares de 13 años, también reportan evidencias del efecto que tienen las condiciones ambientales sobre la estructura anatómica de la madera producida. Para el caso de las fibras, se registró diferencia significativa ($P < 0.05$) para el diámetro total, diámetro de lumen y grosor de la pared; con respecto al largo y ancho del radio no presentaron diferencias significativas, en este sentido según IAWA (1989) la longitud de la fibra se clasifica como corta, el grosor de pared de fibra como fina para Veracruz y mediana para Nayarit, los radios se clasifican como medianos en ambos casos.

Tabla 5. Comparación de algunas características anatómicas para vasos, fibras y radios de la madera.

PROPIEDADES	PROCEDENCIA		ANOVA
	Veracruz	Nayarit	Valor-P
Longitud de vaso (μm)	231 ^a	171 ^b	0.001 [*]
Diámetro total de vaso (μm)	183 ^a	153 ^b	0.009 [*]
Longitud de fibra (mm)	0.88 ^a	0.82 ^a	0.158 ^{n.s}
Diámetro total de fibra (μm)	24 ^a	22 ^b	0.028 [*]
Grosor de pared de fibra (μm)	6 ^a	9 ^b	0.034 [*]
Diámetro de lumen de fibra (μm)	19 ^a	14 ^b	0.009 [*]
Largo de radio (μm)	543 ^a	529 ^a	0.823 ^{n.s}
Ancho de radio (μm)	66 ^a	60 ^a	0.063 ^{n.s}

*Significativo al 95%, n.s = no significativo.

Letras diferentes en la misma fila, presenta diferencias significativas.

6.2. Determinación de la densidad básica

La densidad básica de la madera no presentó diferencia significativa ($P > 0.05$) entre procedencias y de acuerdo a la norma ASTM (2003), se considera como mediana. Lo que significa que esta propiedad es influenciada más por el manejo y edad de los árboles que por las condiciones del sitio de plantación, lo cuál ha sido mencionado también por Moya y Arce (2003) y por Pérez y Kanninen (2005b). Dada la densidad que presenta la madera tanto de Nayarit (0.50 g cm^{-3}) como la de Veracruz (0.53 g cm^{-3}), ésta no va a presentar problemas de torceduras, altas contracciones y en algunos casos agrietamientos de acuerdo a lo señalado por Castro y Raigosa (2000). Los resultados reportados en el presente trabajo para la densidad de la madera, coinciden con lo reportado en la literatura: para Costa Rica, de 0.50 y 0.65 g cm^{-3} en plantaciones de 8 años (Pérez y Kanninen, 2003), en plantaciones de 4 años de 0.50 y 0.60 g cm^{-3} (Pérez y Kanninen, 2005b), en teca de 20 años, determinaron un valor de 0.53 y 0.57 g cm^{-3} (Córdoba y Sáenz, 2004), en Ecuador, encontraron valores de 0.48 y 0.52 g cm^{-3} en plantaciones de 18 y 22

años (Crespo *et al.*, 2008). Bhat (2000), reporta 0.47 y 0.59 g cm⁻³ en árboles con irrigación en la India y rangos de peso específico de 0.48 a 0.53 para árboles dominantes de 60 años.

6.3. Determinación del porcentaje de duramen

Respecto al porcentaje de duramen, éste presentó diferencia estadística significativa ($P < 0.05$) según la procedencia, siendo mayor para el estado de Veracruz (70%) en comparación con Nayarit (57%) con una diferencia encontrada de 13%. La proporción de duramen presente en la madera de árboles de teca es el factor más importante para definir la calidad de la misma, ya que durante el proceso de formación de duramen ciertos procesos químicos toman lugar, mejorando la durabilidad y cambios en el color de la madera (Higuchi *et al.*, 1997), en este sentido la principal finalidad de la producción de estas especies es obtener mayor proporción de duramen durante el desarrollo de los árboles. De acuerdo con Solorzano *et al.* (2012a) la formación de duramen en teca inicia entre los 4-6 años, relativamente temprano en comparación a otras especies. Por su parte los resultados de Kokutse *et al.* (2004), coinciden con los del presente trabajo, ya que los árboles en sitios con mayor precipitación anual, presentaron el mayor crecimiento y proporción de duramen; mientras que Thulasidas y Bhat (2009), en árboles de 35 años de condiciones húmedas y secas en India, encontraron que la proporción de duramen no varió entre procedencias. Por otra parte Pérez y Kanninen (2003) y Crespo *et al.* (2008) reportaron mayor proporción de duramen en los árboles de sitios secos en comparación con los sitios húmedos, tanto en Costa Rica como en Ecuador y lo atribuyen a que en los sitios secos se presenta un cese del crecimiento que permite al árbol la formación anual del duramen, con la depuración de material inerte. Por lo anterior podemos señalar que no sólo la precipitación por sí sola explica la formación del duramen, sino que se deberá estudiar la interacción o influencia de varios factores sobre el incremento de duramen en las plantaciones de teca.

6.4. Evaluación de la resistencia natural al ataque de hongos

6.4.1. Método bloque-suelo

En la Tabla 6 se muestra la pérdida de peso en los especímenes de teca expuestos a hongos de pudrición blanca y parda por 16 semanas. Los especímenes expuestos al hongo de pudrición blanca *Trametes versicolor* (Figura 8a) presentaron pérdidas de peso promedios mayores a 16% en las dos procedencias, mientras que los especímenes expuestos a los hongos de pudrición blanca *Phanerochaetae chrysosporium* (Figura 8b) y pudrición parda *Glophyllum trabeum* (Figura 8c) presentaron pérdidas de peso promedios menores a 3%. Las pérdidas de peso de los especímenes con respecto al hongo *Phanerochaetae chrysosporium* y *Glophyllum trabeum* podrían considerarse poco significativas y posiblemente se debieron a variabilidad inherente del método o a una posible fuga de extraíbles de la madera, más que a la actividad del hongo sobre la misma. Las pérdidas de peso observadas en los especímenes de control los cuales no fueron expuestos a los hongos (Figura 8d) fueron menores a 0.7%, siendo inferiores a las registradas en los especímenes expuestos a los hongos de pudrición. Las pérdidas de peso observadas en los testigos (*Alnus sp* y *Pinus sp*) fueron mayores al 47%, lo que permite confirmar que los hongos de prueba utilizados tenían la capacidad de degradar maderas de coníferas y latifoliadas, lo cual indica que las condiciones experimentales eran propicias para que hubiera pudrición de la madera por los hongos. Usualmente la madera de latifoliadas es degradada más fácilmente por hongos de pudrición blanca que por hongos de pudrición parda. En el presente estudio se observó sólo con el hongo *Trametes versicolor* (pudrición blanca) mientras que el hongo de pudrición blanca *Phanerochaetae chrysosporium* presentó menos degradación al igual que el hongo de pudrición parda *Glophyllum trabeum*. Da Silva *et al.* (2007), reportaron la ausencia de diferencias significativas entre las pérdidas de peso producidas por un hongo de pudrición blanca (*Pycnoporus sanguineus*) y un hongo de pudrición parda (*Glophyllum trabeum*) en el duramen de *Caesalpineia quinata*. Lo anterior, puede estar explicado en que ambos hongos produjeron pérdidas de peso muy bajas (0.4 y 1.4%). Torelli y Cufar (1994), en un estudio sobre la resistencia natural de especies mexicanas, observaron muy escasas diferencias entre las pérdidas de peso ocasionadas por un tipo de hongo u otro en maderas durables. La clasificación

de la madera se realizó de acuerdo a la norma ASTM (2007). En este sentido, se presentó mayor pérdida de peso cuando se sometió al hongo *Trametes versicolor* (pudrición blanca) para ambas procedencias, considerándose como el hongo más agresivo para especímenes de teca de 9 años; y se clasificó a la madera como resistente. Respecto a los hongos *Phanerochaetae chrysosporium* (pudrición blanca) y *Glophyllum trabeum* (pudrición parda), la madera de teca presentó poca pérdida de peso y se clasificó la madera de las dos procedencias como altamente resistente.

Tabla 6. Pérdida de peso en ensayo bloque-suelo sobre especímenes de teca.

HONGO	Veracruz	Nayarit	Testigo
	PW (%)		
<i>T. versicolor</i>	18.5	16.2	47.3
<i>P. chrysosporium</i>	1.0	1.7	51
<i>G. trabeum</i>	1.6	2.9	47.9
Control	0.5	0.7	

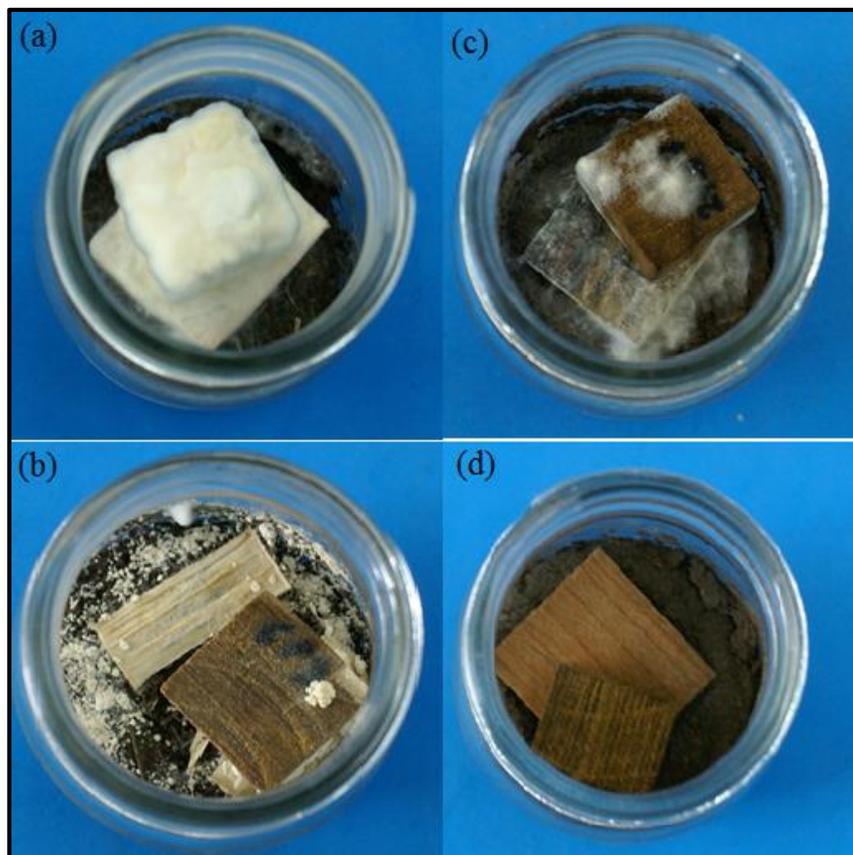


Figura 8. Exposición de los especímenes en el ensayo bloque-suelo sometidas a los hongos (a) *Trametes versicolor* (b) *Glophyllum Trabeum* (c) *Phanerochaetae chrysosporium* y (d) el control.

6.4.2. Método bloque-agar

En la Tabla 7 se muestra la pérdida de peso en los especímenes de teca expuestos a hongos de pudrición blanca y parda por 16 semanas. Los especímenes expuestos al hongo de pudrición blanca *Trametes versicolor* (Figura 9a) presentaron pérdidas de peso promedios mayores a 10% en las dos procedencias, mientras que los especímenes expuestos a los hongos de pudrición blanca *Phanerochaetae chrysosporium* (Figura 9b) y pudrición parda *Glophyllum trabeum* (Figura 9c) presentaron pérdidas de peso promedios menores a 0.5%. Las pérdidas de peso de los especímenes con respecto al hongo *Phanerochaetae chrysosporium* y *Glophyllum trabeum* podrían considerarse poco significativas y en algunos casos, se ha observado que la presencia

de una fuente adicional de carbohidratos más accesible como es el agar, puede disminuir la actividad de los hongos en la madera (Cartwright y Findlay, 1958; Zabel y Morrell, 1992). Este fenómeno se podría acentuar si se presenta una cierta dificultad en la colonización de especies como teca y permitiría suponer cierta resistencia de la madera al ataque fúngico. Las pérdidas de peso observadas en los especímenes de control los cuales no fueron expuestos a los hongos (Figura 9d) fueron menores a 0.2%, siendo solamente inferiores a las registradas en los especímenes expuestos al hongo *Trametes versicolor*. Las pérdidas de peso observadas en los testigos (*Alnus* sp y *Pinus* sp) fueron mayores al 51%, lo que permite confirmar que los hongos de prueba utilizados tenían la capacidad de degradar maderas de coníferas y latifoliadas, lo cual indica que las condiciones experimentales eran adecuadas para que hubiera pudrición de la madera por los hongos. La clasificación de la madera se realizó de acuerdo a la norma EN 350-1 (CEN, 1994). En este sentido, se presentó mayor pérdida de peso cuando se sometió al hongo *Trametes versicolor* (pudrición blanca) para ambas procedencias, y se clasificó a la madera como moderadamente durable (Clase 3). Respecto a los hongos *Phanerochaetae chrysosporium* (pudrición blanca) y *Glophyllum trabeum* (pudrición parda), la madera de teca no presentó pérdida de peso y se clasificó la madera de las dos procedencias como muy durable (Clase 1).

Tabla 7. Pérdida de peso en ensayo bloque-agar sobre especímenes de teca.

HONGO	Veracruz	Nayarit	Testigos
	PW%		
<i>T. versicolor</i>	12.4	10.6	51.8
<i>P. chrysosporium</i>	0.3	0.5	54.4
<i>G. trabeum</i>	0.1	0.3	59.0
Control	0.1	0.1	

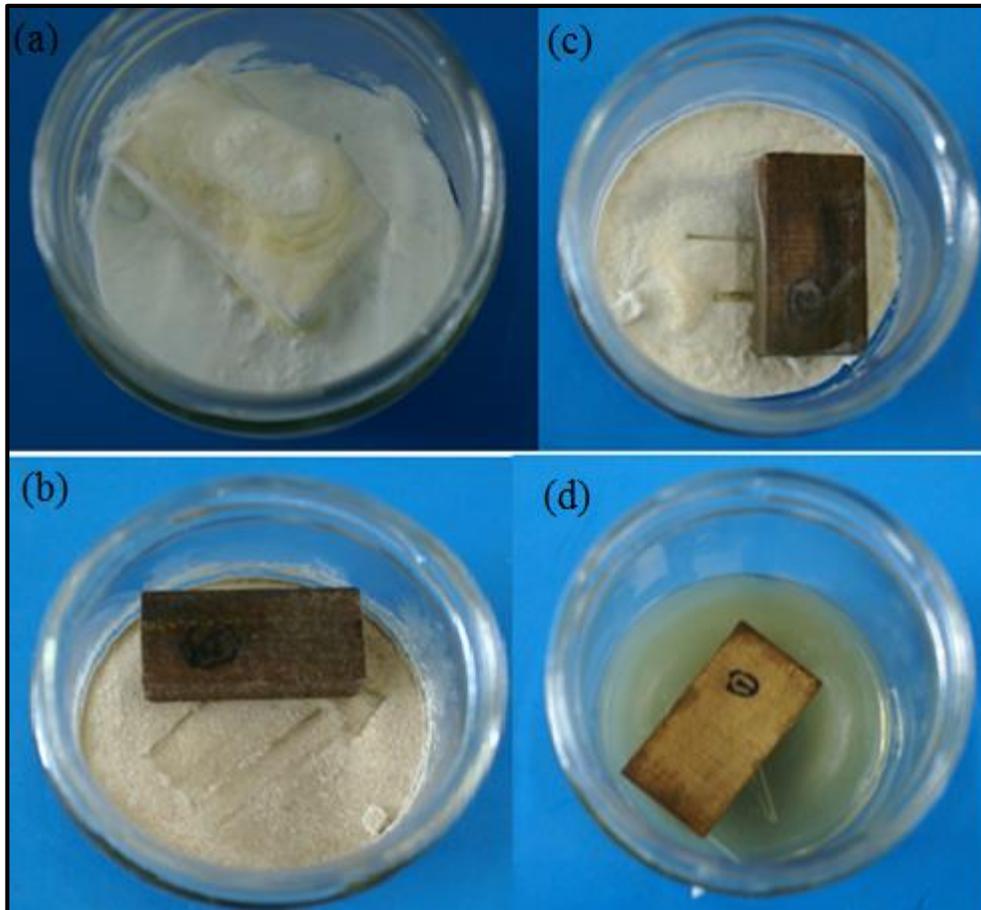


Figura 9. Exposición de los especímenes en el ensayo bloque-agar sometidas a los hongos (a) *Trametes versicolor* (b) *Glophyllum Trabeum* (c) *Phanerochaetae chrysosporium* y (d) el control.

6.4.3. Comparación estadística de la resistencia entre procedencias

Con respecto a la resistencia al ataque de hongos no se presentaron diferencias estadísticas significativas ($P < 0.05$) entre procedencias, pero sí entre las especies de hongo utilizadas y el método de ensayo aplicado (Tabla 8). Aunque los resultados de pérdida de peso fueron mayores en el ensayo de bloque suelo que en bloque agar, ambos ensayos mantienen la misma tendencia con respecto a la proporción de peso perdido por los especímenes de las maderas evaluadas y la agresividad que mostraron los hongos de pudrición hacia éstas. Moya *et al.* (2009a), al evaluar la resistencia de árboles de 13 años al ataque de hongos de pudrición blanca y parda tampoco

encontraron diferencias entre procedencias. Por el contrario, Bhat *et al.* (2005) y Thulasidas y Bhat (2007), encontraron que árboles procedentes de sitios húmedos son menos resistentes que los árboles que crecen en sitios secos, asimismo reportaron que el hongo de pudrición parda causó severas pérdidas de peso en las muestras de madera de 35 años, mientras que con el hongo de pudrición blanca se registró pérdidas de peso menores a 10%, este mismo efecto fue reportado por Miller *et al.* (2003) para maderas tropicales duras (angiospermas) de diferentes especies en Bolivia, mientras que en el presente trabajo el hongo más agresivo fue el hongo de pudrición blanca *Trametes versicolor*, el cual se muestra en la Figura 10, donde en las interacciones ensayo-hongo (Figura 10a) y lugar-hongo (Figura 10b), el hongo en mención sobresale sobre los otros 2 hongos. Cuando se presenten diferencias en la categoría de clasificación de durabilidad natural entre el ensayo bloque agar y el ensayo bloque suelo, la categoría más baja en la cual haya sido clasificada la madera debe ser empleada como medida de precaución para definir el uso potencial de la especie evaluada ante riesgo de degradación (Silva y Torres, 2012).

Tabla 8. Análisis de varianza para pérdida de peso.

Fuente	Suma de cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Efectos principales					
A:Ensayo	710.174	1	710.174	59.99	0.0000
B:Hongo	17787	3	5929.01	500.81	0.0000
C:Lugar	3.54445	1	3.54445	0.3	0.5845
Interacciones					
AB	573.164	3	191.055	16.14	0.0000
AC	3.34758	1	3.34758	0.28	0.5951
BC	158.896	3	52.9652	4.47	0.0041
ABC	9.50102	3	3.16701	0.27	0.8488
Residuos	5872.08	496	11.8389		
Total (Corregido)	25117.7	511			

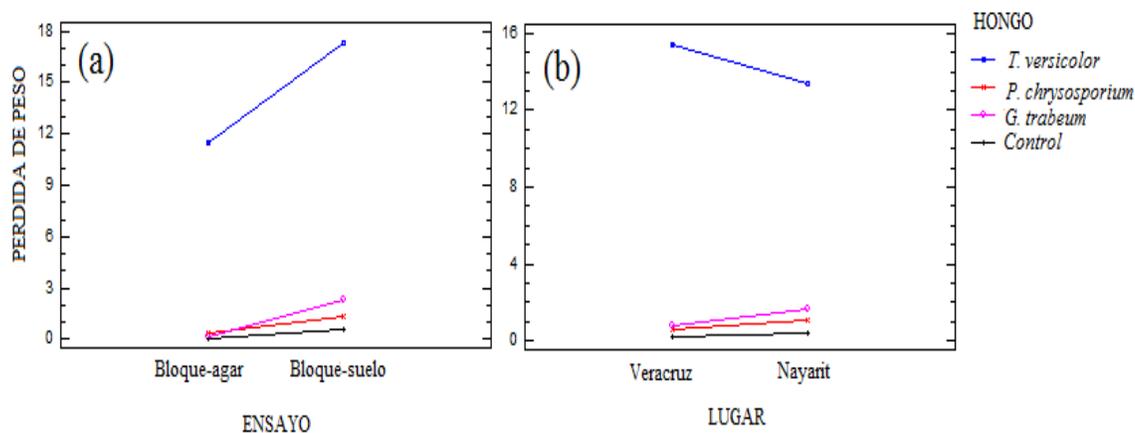


Figura 10. Interacción de pérdida de peso (a) Ensayo-Hongo (b) Lugar-Hongo.

6.5. Evaluación y caracterización química de extractos del duramen

6.5.1. Determinación del contenido de extractos

El contenido de extractos obtenidos en las fases de extracciones sucesivas y el contenido total de extractos son mostrados en la Tabla 9. Los valores más altos del contenido de extractos en el duramen de teca en los diferentes solventes se obtuvieron en la procedencia de Nayarit. Sin embargo, solamente se presentó diferencia estadística en los extractos extraídos de hexano y acetato de etilo. Los extractos en metanol no se determinaron diferencias estadísticas significativas. En relación al contenido de extractos totales, la procedencia de Nayarit presentó un valor estadísticamente mayor que la procedencia de Veracruz. La evaluación de la variabilidad de los extractos por el coeficiente de variación (CV) se encontró que la menor variación en el contenido de extractos totales se presentó en Nayarit (CV = 8%), mientras que en los diferentes extractos el CV fue de 9 a 14%. El contenido total de extractos obtenidos del duramen presentó diferencia significativa con respecto a las procedencias, Veracruz (5.5%) y Nayarit (8.8%); en este sentido Haupt *et al.* (2003), determinaron que el contenido total de extractos de plantaciones de Panamá con 29 años fue de 8.8 a 9.4%. Por su parte, Lukmandaru y Takahashi (2009) reportan que el contenido de extractivos en árboles de 8 años fue de 7.15% y en árboles de 30 y 51 años fue de 8.53 y 9.17% respectivamente, ubicando a Nayarit entre los rangos encontrados. Se observó una mayor proporción soluble en metanol, particularmente en

Nayarit, mientras que Windeisen *et al.* (2003) reportaron que muestras de plantaciones de Panamá, los extractos fueron más solubles en éter de petróleo provenientes de un lugar seco. Asimismo no se encontró correlación entre el contenido total de extractos y la durabilidad para ninguno de los sitios; en este sentido Haupt *et al.* (2003), mencionan que los compuestos químicos individuales como tectoquinona presentes en el extracto determinan la durabilidad de la madera más que el contenido total de los mismos, como lo reportan Mosedale *et al.* (1996) y Yamamoto *et al.* (1998), asimismo se observó que los extractos de Nayarit presentaban un color más intenso, al respecto Gierlinger *et al.* (2004) relaciona el color de la madera con el contenido de extracto, condición que es considerada en el mercado como la parte estética de la madera.

Tabla 9. Contenido de extractos (%) en diferentes solventes y extractos totales de teca de dos procedencias.

Tipo	Veracruz	Nayarit
Extractos en Hexano (%)	1.3 ^a (14)	2.9 ^b (10)
Extractos en Acetato de etilo (%)	1.2 ^a (14)	2.3 ^b (10)
Extractos en Metanol (%)	3.0 ^a (11)	3.6 ^a (9)
Rendimiento total de extractos	5.5 ^a (19)	8.8 ^b (8)

El coeficiente de variación se muestra entre paréntesis.

Letras diferentes en la misma fila, presenta diferencias significativas al 95%.

6.5.2. Determinación de la actividad antifúngica en los extractos

La actividad antifúngica medido por los valores de AFA (actividad antifúngica) de los diferentes extractos (hexano, acetato de etilo y metanol) en cinco concentraciones en los dos tipos de hongos es presentada en la Figura 11. Los valores de AFA más bajos (menor a 40%) se presentaron para los extractos en hexano en los dos tipos de hongos. En el hongo *T. versicolor* se presentaron valores de AFA de 25% para las concentraciones de 32 y 40 mg mL⁻¹ en Nayarit y un AFA de 10% en la procedencia de Veracruz para las mismas concentraciones. El resto de las concentraciones el valor de AFA fue aproximadamente 0% (Figura 11a). En el hongo *G. trabeum* se observó que en todas las concentraciones el valor varió de 5 a 40% (Figura 11b). De acuerdo con la clasificación de actividad antifúngica realizada por Rutiaga-Quimones *et al.* (1999), los valores de AFA en el hongo *T. versicolor* para la concentración de 8 mg mL⁻¹ se

clasifica como no tóxico, mientras que las concentraciones de 16 a 40 mg mL⁻¹ se clasifican como poco tóxico. Por otro lado, en el hongo *G. trabeum* la concentración de 40 mg mL⁻¹ se obtiene una clasificación de moderadamente tóxico, mientras que las concentraciones de 8 a 32 mg mL⁻¹ son clasificadas como poco tóxico.

La evaluación de los valores de AFA para los diferentes extractos se tiene que el AFA mayor a 30%, se presentó para los extractos en acetato de etilo en los dos tipos de hongos (Figura 11). En *T. versicolor* se presentó valores de AFA de 70 a 85% para las concentraciones de 32 y 40 mg mL⁻¹, en el resto de las concentraciones el valor de AFA fue de 30 a 55% (Figura 11a). En el hongo *G. trabeum* se presentó valores de AFA de 55% a una concentración de 8 mg mL⁻¹, en el resto de las concentraciones el valor de AFA fue de 70 a 85% (Figura 11b). Nuevamente, aplicando la clasificación de Rutiaga-Quinones *et al.* (1999) por el rango de AFA se tiene que con el hongo *T. versicolor*, las concentraciones de 8 y 16 mg mL⁻¹ se clasifican como moderadamente tóxico, pero en las concentración de 24 mg mL⁻¹ la clasificación es tóxico. Mientras que para las concentraciones de 32 y 40 mg mL⁻¹ se clasifican como altamente tóxico. No obstante en la concentración de 32 mg mL⁻¹ de la procedencia de Nayarit los extractos de acetato de etilo son clasificados como tóxicos. Por otro lado, en *G. trabeum* la concentración de 8 mg mL⁻¹ se clasifica como moderadamente tóxico, mientras que las concentraciones de 16 a 40 mg mL⁻¹ son clasificadas como altamente tóxico, a excepción de la concentración de 16 mg mL⁻¹ de la procedencia de Nayarit que es clasificada como tóxico.

Los valores de AFA para los extractos en metanol para los dos tipos de hongos fue mayor a 40% (Figura 11). En el hongo *T. versicolor* se presentó valores de AFA de 40% para la concentración de 8 mg mL⁻¹, en el resto de las concentraciones el valor de AFA fue de 55 a 80% (Figura 11a). En el hongo *G. trabeum* se presentó valores de AFA de 40 a 50 % a una concentración de 8 mg mL⁻¹, en el resto de las concentraciones el valor de AFA varió de 45 a 85% (Figura 11b). Estos valores de AFA según la clasificación de Rutiaga-Quinones *et al.* (1999) en *T. versicolor* en la concentración de 8 mg mL⁻¹ su clasificación como moderadamente tóxico, entre tanto las concentraciones de 16 y 24 mg mL⁻¹ se clasifican como tóxico. Las concentraciones de 32 y 40 mg mL⁻¹ son clasificadas como altamente tóxico en la procedencia de Nayarit. En la procedencia de Veracruz a éstas mismas concentraciones se clasifican como

tóxico. Por otro lado, en *G. trabeum* la menor concentración de 8 mg mL⁻¹ se clasifica como moderadamente tóxico, a una concentración de 16 mg mL⁻¹ fue moderadamente tóxico para la procedencia de Veracruz y tóxico para procedencia de Nayarit. Mientras que las concentraciones de 24 a 32 mg mL⁻¹ son clasificadas como altamente tóxico en la madera de Nayarit y para la madera de Veracruz se clasificó como tóxica. A la mayor concentración de 40 mg mL⁻¹ se clasificó como altamente tóxico.

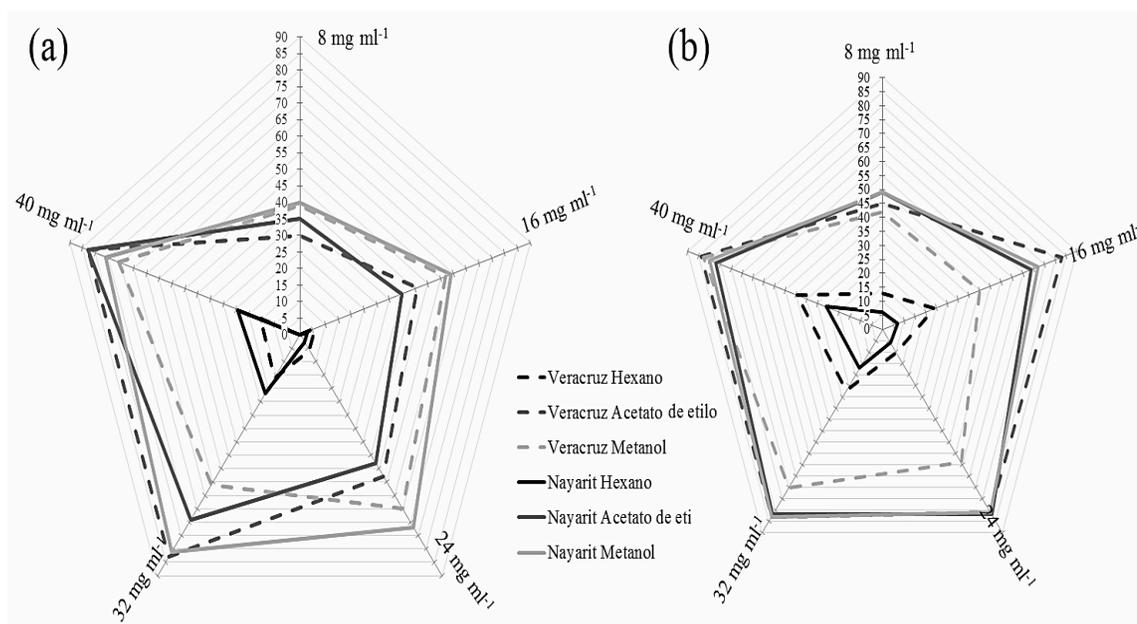


Figura 11. Valores de AFA de extractos en hexano, acetato de etilo y metanol para (a) *Trametes versicolor* y (b) *Glophyllum trabeum*, de dos procedencias.

6.5.3. Cromatografía de capa delgada (CCD) y de columna en los extractos

La cromatografía de capa delgada de los extractos en acetato de etilo y metanol (MeOH) de las procedencias de Veracruz (1) y Nayarit (2) sometidas a 4 diferentes fases móviles se muestra en la Figura 12. Se observa que al comparar las fases móviles usadas, las fases móviles de acetato de etilo y acetato de etilo:hexano (1:1) presentan las mejores separaciones de las manchas (componentes de la mezcla) en los extractos de las dos procedencias.

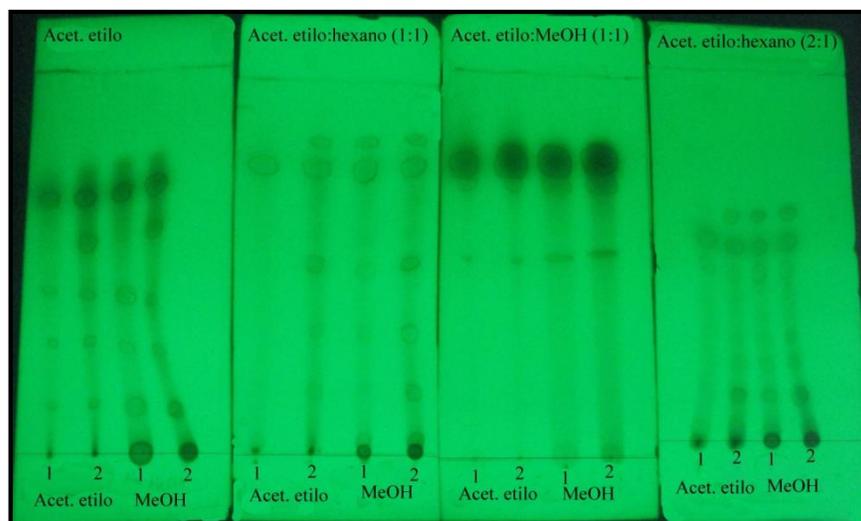


Figura 12. Cromatografía de capa delgada (CCD) de los extractos de las dos procedencias.

En la cromatografía de columna, los extractos en acetato de etilo, analizados en acetato de etilo:hexano (1:1), acetato de etilo y metanol como fase móviles, para la procedencia de Veracruz se lograron obtener 61 fracciones y para la procedencia de Nayarit se obtuvieron 69 fracciones. Mediante cromatografía de capa delgada (CCD), de las fracciones obtenidas en cromatografía de columna (Figura 13), las que presentaron el mismo patrón de manchas se juntaron y concentraron en 9 fracciones para la procedencia de Veracruz (Figura 13a), mientras que para Nayarit se juntaron y concentraron en 13 fracciones cromatográficas (Figura 13b).



Figura 13. Fracciones cromatográficas del extracto en acetato de etilo de las procedencias: (a) Veracruz y (b) Nayarit.

6.5.4. Determinación de la actividad antifúngica en las fracciones cromatográficas de los extractos

La actividad antifúngica de las diferentes fracciones en acetato de etilo encontradas en cada procedencia mostró que en el hongo *T. versicolor* se presentó valores de AFA de 0 a 25% para Veracruz y de 5 a 35% para Nayarit (Figura 14). No obstante solo la fracción 1 y 13 pasaron el límite de poco tóxico a moderadamente tóxico. La fracción 1 de ambas procedencias y la fracción 13 de Nayarit, a una concentración de 1 mg mL^{-1} , presentaron un AFA mayor a 25%, mientras que en las otras concentraciones fueron menor a 25% (Figura 14a). Al presentar actividad antifúngica las fracciones 1 y 13, se aumentó la concentración a 8 mg mL^{-1} y también presentaron valores mayores a 25% en el *T. versicolor* (Figura 14b). En tanto las pruebas antifúngicas en *G. trabeum* se presentó valores de AFA de 0 a 20% para Veracruz y de 0 a 7% para Nayarit., a una concentración de 1 mg mL^{-1} (Figura 14c). En la procedencia de Veracruz, el AFA fue próximo a 0% y en la procedencia de Nayarit las fracciones de 4 a 9 también fueron próximas a 0%.

De acuerdo con la clasificación de Rutiaga-Quinones *et al.* (1999), las fracciones cromatográficas 1 y 13 a una concentración de 1 y 8 mg mL^{-1} , frente al hongo *T. versicolor*, se

clasifican como moderadamente tóxico, mientras que para las otras fracciones a una concentración de 1 mg mL^{-1} se clasifican como poco tóxico en ambas procedencias. Por otro lado, en *G. trabeum* las fracciones cromatográficas 4, 5, 7, 8 y 9 de Nayarit y las fracciones 4 y 6 de Veracruz a una concentración de 1 mg mL^{-1} se clasifican como no tóxico, mientras que las otras fracciones (1, 2, 3, 6, 10, 11, 12, 13) son clasificadas como poco tóxicas.

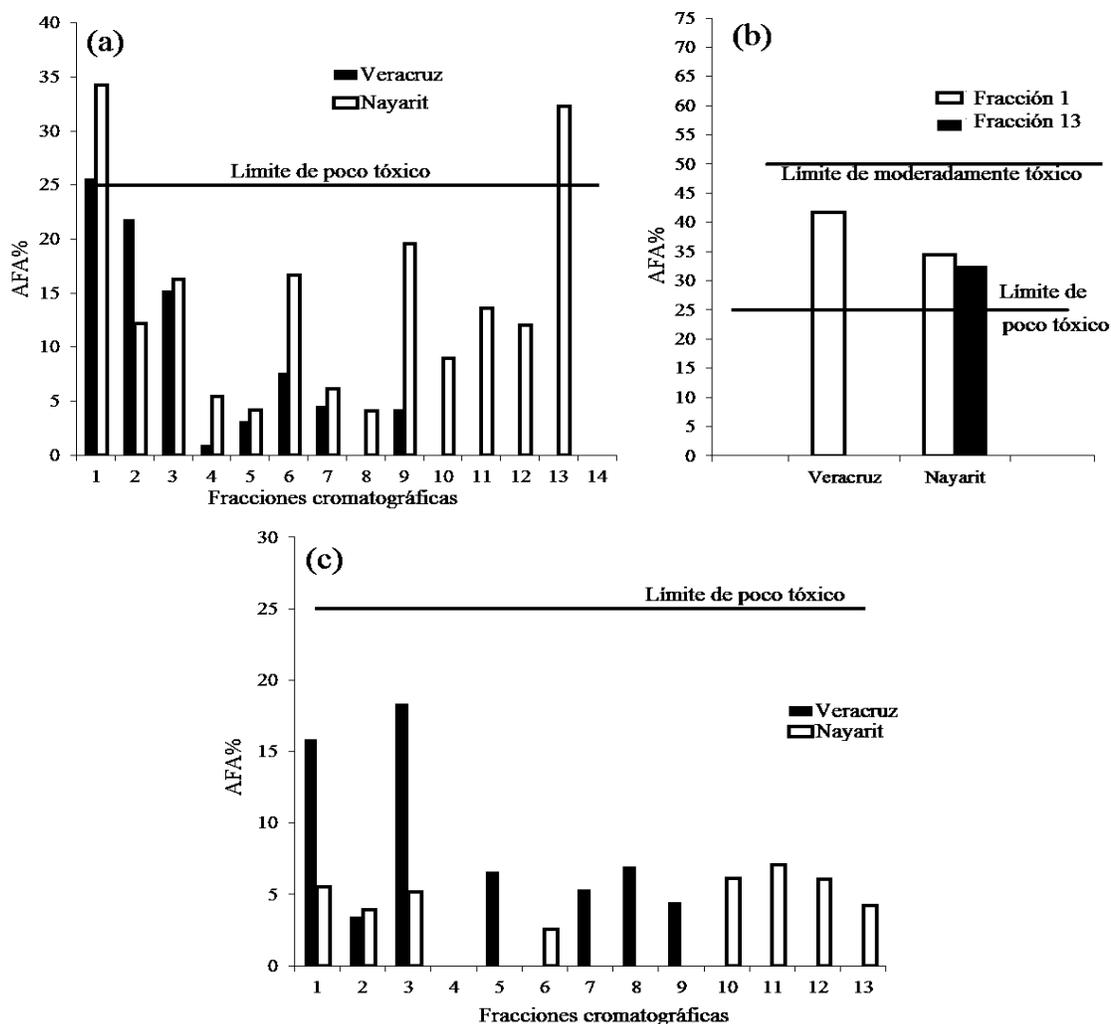


Figura 14. Actividad antifúngica en las fracciones cromatográficas de extractos en acetato de etilo (a) AFA a una concentración de 1 mg mL^{-1} con el hongo *Trametes versicolor* (b) AFA a una concentración de 8 mg mL^{-1} con el hongo *Trametes versicolor* (c) AFA a una concentración de 1 mg mL^{-1} con el hongo *Glophyllum trabeum*.

En la figura 15 se muestra el crecimiento de *T. versicolor* sobre el extracto en acetato de etilo a una concentración de 1 mg L⁻¹. El extracto se considera como no tóxico cuando el micelio del hongo cubre todo el diámetro de la caja (Figura 15a), mientras que cuando el crecimiento del hongo cubre más del 50% del diámetro de la caja se considera como poco tóxico (Figura 15b). Finalmente, se considera moderadamente tóxico, cuando el micelio del hongo se limita a crecer alrededor del medio de cultivo (Figura 15c).

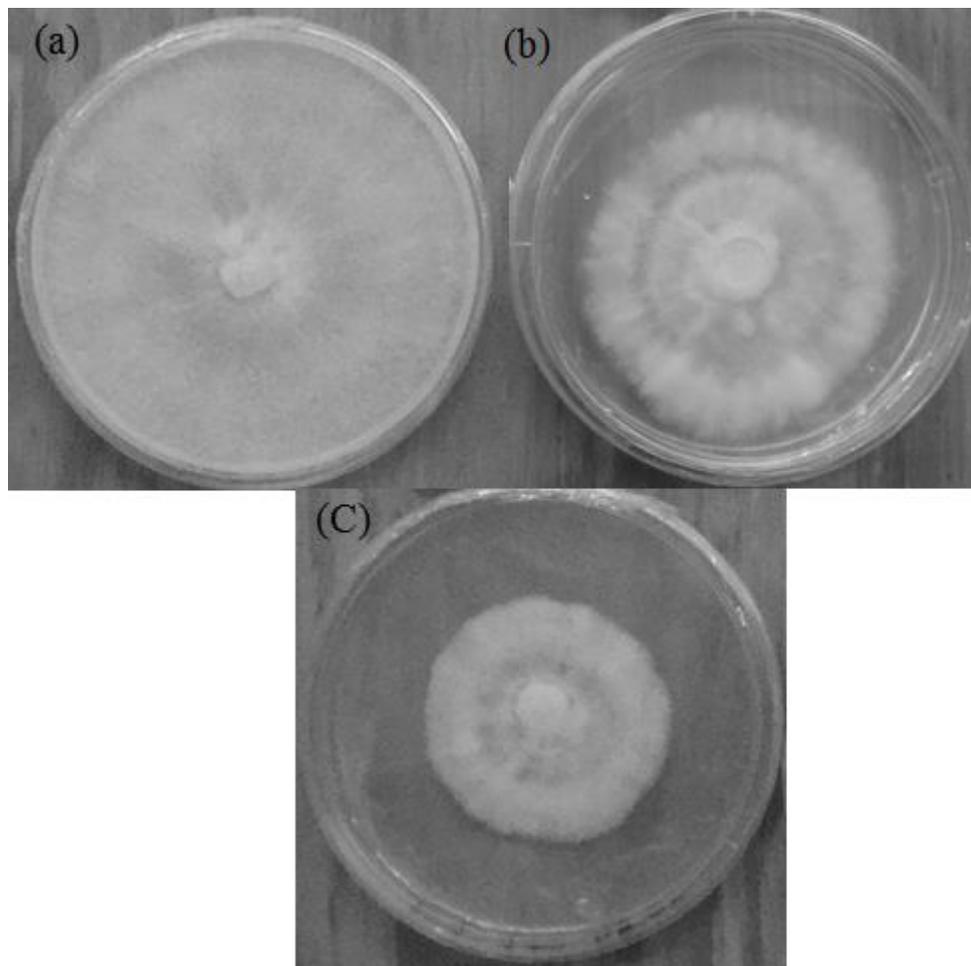


Figura 15. Muestras del crecimiento del micelio de *Trametes versicolor* en las pruebas de toxicidad en los extractos de teca. (a) Crecimiento de micelio en extracto no tóxico, (b) crecimiento de micelio a 50% del diámetro catalogado como poco tóxico y (c) poco crecimiento del micelio en extracto moderadamente tóxico.

6.5.5. Identificación de compuestos químicos en las fracciones cromatográficas de extractos en acetato de etilo

Del extracto obtenido en acetato de etilo se fraccionó en una columna cromatográfica y el análisis de cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas se realizó a las fracciones obtenidas de la fase móvil acetato de etilo:hexano (1:1) y metanol, fracción 1 (Veracruz y Nayarit) y Fracción 13 (Nayarit) respectivamente, que presentaron actividad antifúngica se muestra en la Figura 16. Se asignó una numeración ascendente de acuerdo a la concentración y tiempo de retención observada en los cromatogramas. Se observa que los picos 1, 2 y 3 en la fracción 1 tanto en Veracruz (Figura 16a) como en Nayarit (Figura 16b) no muestran una diferencia en cuanto al tiempo de retención que fueron 15.64, 14.48 y 14.68 minutos respectivamente; en estos cromatogramas solo se pudo identificar tentativamente 3 picos para Veracruz y 4 picos para Nayarit, siendo el tiempo de retención para el pico 4 de 18.68 minutos. En el cromatograma de la fracción 13 correspondiente a Nayarit (Figura 16c), se asignó números distintos de la fracción 1 de Veracruz y Nayarit por corresponder a otros tiempos de retención y concentración. Solo se pudo identificar el pico 6 (15.51 minutos el tiempo de retención), mientras que para el pico 5 (18.79 minutos el tiempo de retención) solo se pudo proponer un posible mecanismo de fragmentación del compuesto (Figura 17). Se tuvo en cuenta el pico de menos concentración (pico 6) por ser un compuesto importante (tectoquinona) mencionado en la literatura como el responsable de la durabilidad de teca.

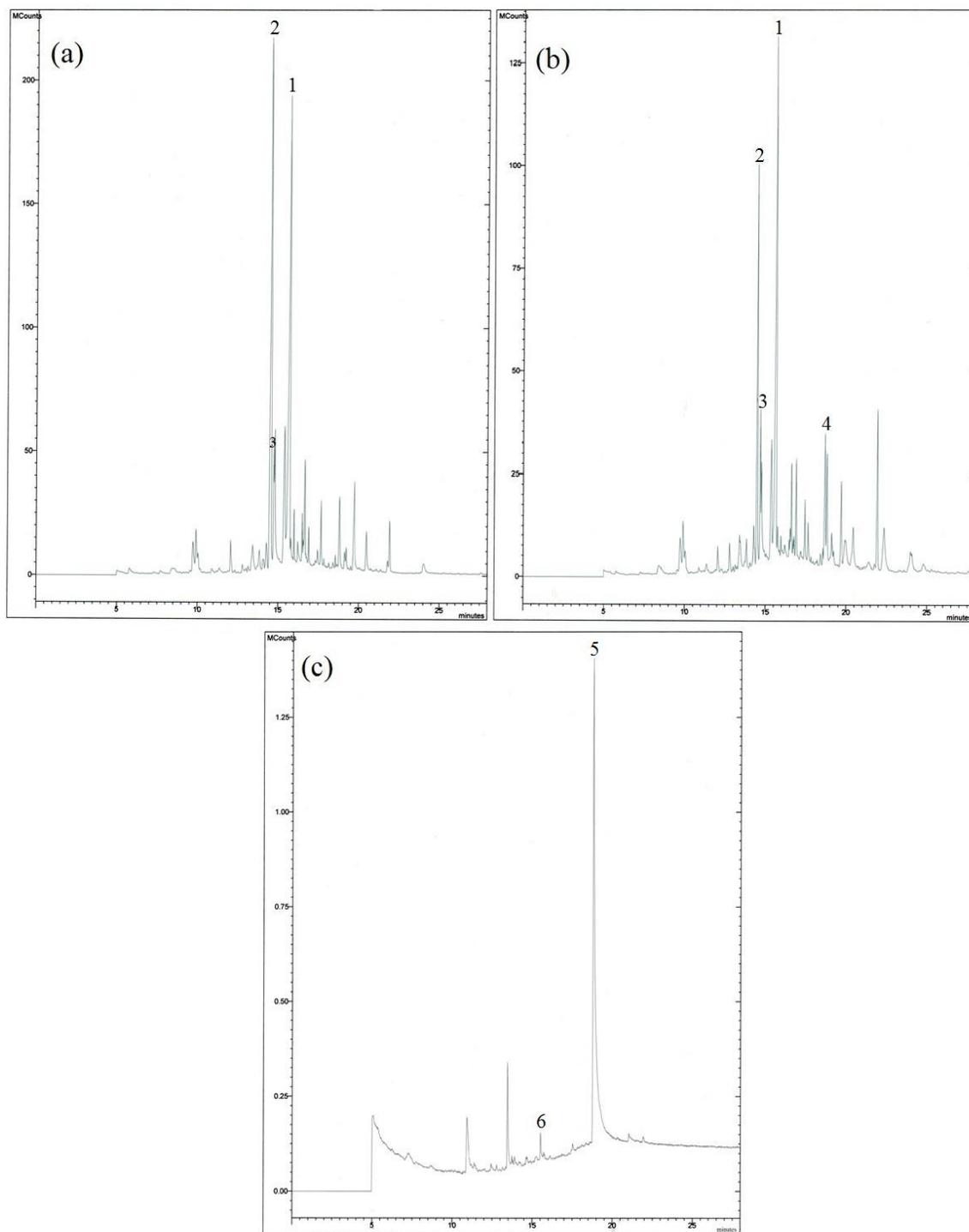


Figura 16. Cromatogramas de las fracciones de los extractos en acetato de etilo de las dos procedencias (a) Fracción 1 de Veracruz (b) Fracción 1 de Nayarit y (c) Fracción 13 de Nayarit.

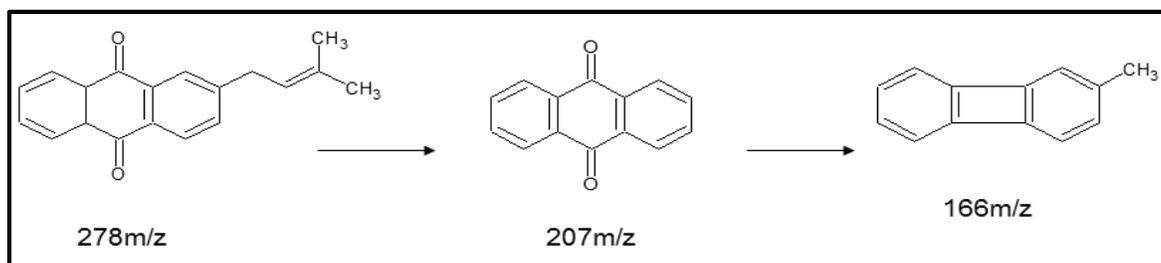


Figura 17. Posible mecanismo de fragmentación del compuesto con 278 m/z del pico 5.

Los compuestos fueron identificados tentativamente por sus espectros de masa que se muestran en la Figura 18 y por comparación de éstos reportados en la literatura y por su patrón de fragmentación de iones. El ión molecular (M_+) en el espectro de masa del pico 1 fue 223.5 m/z correspondiendo tentativamente con 1-hidroxi-2-metiltraquinona; del pico 2 fue 246.6 m/z correspondiendo tentativamente al compuesto lapachol; del pico 3 fue 227.1, que podría corresponder a desoxylapachol o a hemitectol; del pico 4 fue 240.3 m/z que correspondería tentativamente al 2-hidroximetiltraquinona; del pico 5 el (M_+) fue 278 m/z del cual no se encontró el espectro de masa dentro de la literatura revisada lo que no permitió identificarlo, pero se propone una posible estructura así como su mecanismo de fragmentación basado en los iones fragmentos observados en el espectro de masas del compuesto (Figura 17); y por último del pico 6 fue 222 m/z correspondiendo al compuesto tectoquinona. Todos estos compuestos han sido reportados como componentes de teca (Lukmandaru y Takahashi, 2009; Niamké *et al.*, 2011; Sandermann y Simatupang, 1966; Thulasidas y Bhat, 2007). Estos resultados muestran que la durabilidad de teca no solo se debe a la presencia de tectoquinona (Haupt *et al.*, 2003; Rudman y Da Costa, 1959; Sumthong *et al.*, 2008), debido a que el pico 6 correspondiente a este compuesto es de menor concentración y no se lo encontró en la fracción 1 de Veracruz, la cual fue la única fracción que presentó actividad antifúngica, por lo tanto se podría considerar que la durabilidad de teca se debe a la presencia de una mezcla entre compuestos mayoritarios que podrían estar propiciando un efecto de sinergismo.

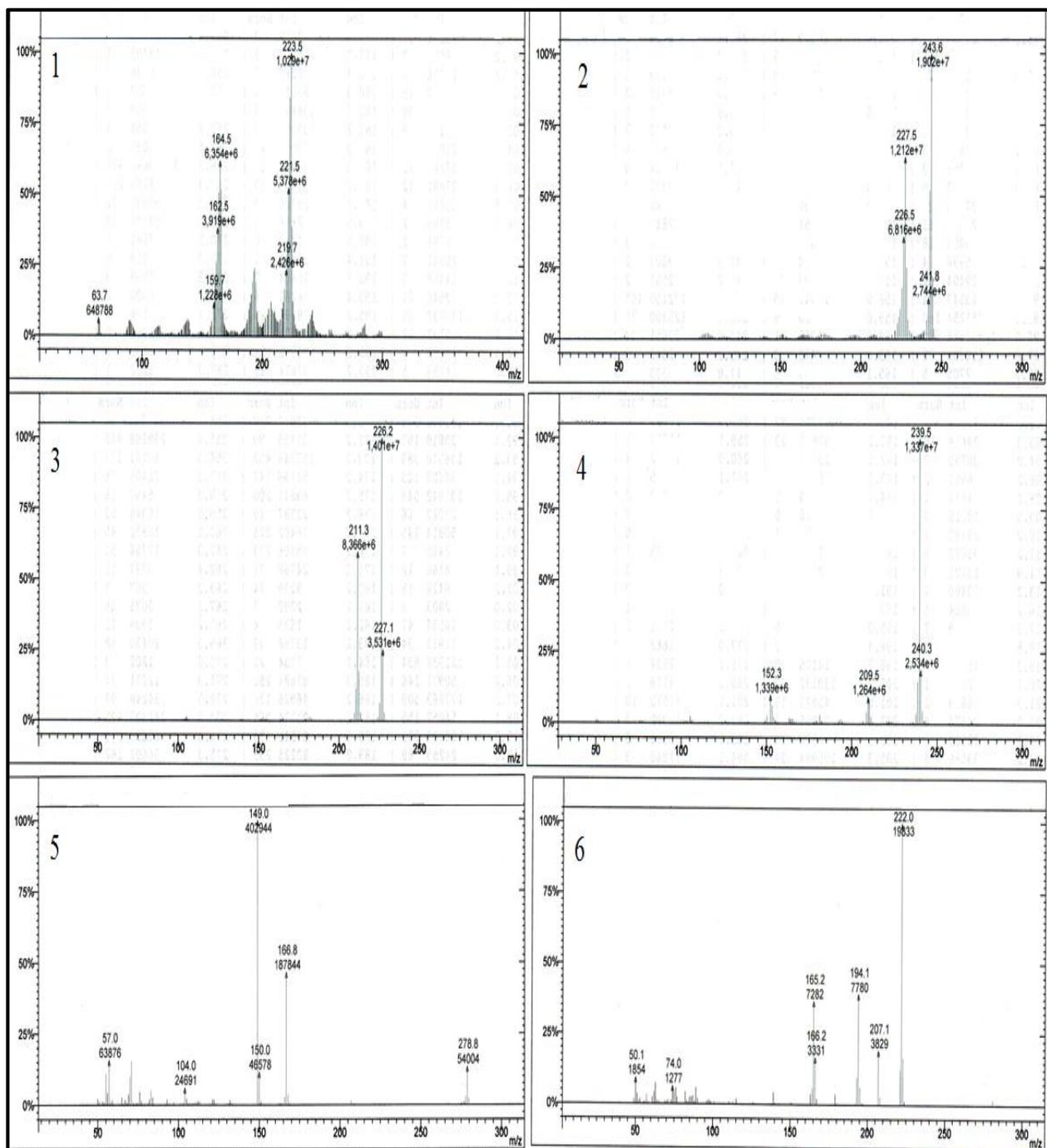


Figura 18. Espectros de masa de los picos 1-6 identificados en los cromatogramas de la figura 15.

6.6. Relación de las propiedades de la madera con las variables de crecimiento

En la Tabla 10 se puede observar correlaciones inversamente proporcionales bajas en algunas características anatómicas de la madera como en el diámetro total del vaso, diámetro total de fibra y diámetro de lumen de fibra, asimismo se presenta una relación negativa moderada en la longitud de vaso y fibra con la altura. Con respecto a la longitud de la fibra, Izekeor y Fuwape (2011), menciona que hay una disminución de la longitud de la fibra cuando aumenta la altura del árbol, pero que generalmente se deba a la edad y que suele pasar en la mayoría de las características anatómicas de la madera. Asimismo se encontró cierta correlación del duramen con respecto a la altura total de los árboles ($r=-0.63$), ya que a mayor altura menor proporción de duramen registrando para Veracruz 13 m y para Nayarit 16 m lo que es relevante considerar en el manejo de plantaciones jóvenes de teca, aunque en la literatura es recurrente encontrar que la edad es el principal factor seguido del diámetro en la proporción de duramen (Moya y Calvo-Alvarado, 2012; Pérez y Kanninen, 2003; Viquez y Pérez, 2005), lo que corresponde con los valores obtenidos de DAP para este estudio (Veracruz 19.3 cm y Nayarit 17.6 cm). Con respecto al contenido de extractos, hay una relación baja con la altura, mencionando Thulasidas y Bhat (2007), que la procedencia influye en esta variable ya que encontraron en sitio seco mayor contenido de extractos que en sitio húmedo.

Tabla 10. Correlaciones (r) entre las propiedades de la madera con el crecimiento.

Propiedades	Altura total	DAP
Longitud de vaso	-0.68*	0.27
Diámetro total de vaso	-0.53*	0.14
Longitud de fibra	-0.66*	-0.23
Diámetro total de fibra	-0.51*	0.27
Grosor de pared de fibra	0.39	-0.38
Diámetro de lumen de fibra	-0.54*	0.43
Largo de radio	-0.09	0.48
Ancho de radio	-0.43	0.40
Densidad básica	-0.23	0.09
Porcentaje de duramen	-0.63*	0.22
Durabilidad	-0.19	-0.22
Contenido de extractos	0.59*	-0.49

*Significativo al 95%.

6.7. Caracterización edáfica de los sitios y contenido nutrimental foliar

6.7.1. Características de los suelos

En la Tabla 11 se presentan los resultados de la caracterización física y química básica de los suelos para cada sitio de estudio. Los valores de pH para ambas plantaciones corresponden a niveles ácidos y sólo el nivel de Nayarit (5.12) se encuentra dentro de los niveles señalados por Drechsel y Zech (1991) como adecuados para teca (4.7 a 7). En este sentido, Briscoe (1995) indica que el desarrollo de esta especie es mejor cuando se cuenta con un pH de entre 6.5 a 7.5, lo que coincide con Vaides (2004) y Montero (1999) quienes indican que un pH entre 5.3 y 7.0 promueve el incremento medio anual superior a $18 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$. Por el contrario Mollinedo (2003) indica que con un pH menor a 5.5 se pueden obtener incrementos medios anuales de $14 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$ y lo cual corresponde a los niveles de pH de este estudio, ya que a pesar de tener un valor de 4.14 para el suelo de Veracruz, no se detectaron problemas en el desarrollo de los árboles.

Los suelos presentan altos contenidos de materia orgánica (entre 3 y 5%) lo que junto a su textura franca favorece la infiltración y retención de agua en época seca, aumenta la retención de cationes y aniones, es una importante fuente de nitrógeno y favorece el desarrollo de teca. El contenido de los micronutrientes zinc, manganeso, cobre y hierro están dentro del rango de suficiencia de lo señalado para suelos agrícolas en la Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002). Los macronutrientes nitrógeno nítrico, fósforo corresponden a niveles relativamente bajos en comparación con los rangos señalados de la misma norma mexicana, debido a que no se tiene registros de comparación para niveles adecuados de contenido nutrimental en suelo para plantaciones de teca para México. A pesar de los contenidos bajos y medios primordialmente de macronutrientes para ambos suelos, no se manifestaron síntomas de deficiencia ni tampoco fueron limitantes para el desarrollo de teca considerando al incremento medio anual en volumen (IMAV) tanto en Veracruz ($10.8 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$) como para Nayarit ($16.9 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$), ya que de acuerdo con Montero (1999) se propone como clase media a alta para dicho parámetro de 5.1 a $10.9 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$ y de 11.1 a $18 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$, respectivamente, en donde los suelos de la plantaciones consideradas para Costa Rica presentan una fertilidad natural alta excepto para fósforo y potasio. La diferencia en el IMA para ambos sitios se debe a la diferencia en el contenido de los cationes intercambiables que son mayores para Nayarit y que se relaciona con el crecimiento para esta especie (Mollinedo *et al.*, 2005; Montero, 1999; Salcedo *et al.*, 2014). Por lo tanto, será recomendable realizar trabajos de investigación relacionados con la aplicación de insumos fertilizantes, riego y otros mejoradores de suelo (composta, encalado, abonos verdes, etc.) y su efecto en el desarrollo de los árboles. Respecto al contenido de hierro, cobre, zinc y manganeso (Tabla 11), en ambos suelos resultó ser superior a lo indicado como adecuado por la norma mexicana para estos micronutrientes (Haupt *et al.*, 2003).

Tabla 11. Caracterización de los suelos evaluados de las dos procedencias.

		Procedencia	
		Veracruz	Nayarit
mg kg ⁻¹	Propiedades		
	NO ₃	25.7	1.3
	P	7.5	6.1
	Zn	2.6	3.3
	Mn	3.1	2.2
	Cu	12.6	15.5
	Fe	17.5	8.4
Cmol ⁽⁺⁾ kg ⁻¹	K	0.3	0.9
	Ca	1.0	2.6
	Mg	0.7	2
	CIC	18.00	30.85
H ₂ O	pH	4.14	5.12
%	MO	5.49	3.34
	Textura	Fa	Fr

6.7.2. Contenido nutrimental foliar

Para complementar la información de las propiedades del suelo y sus condiciones de fertilidad es de importancia considerar la variación de los nutrimentos en las hojas de teca (Bertsch, 1995; Drechsel *et al.*, 1990), ya que en este tipo de órgano existe mayor información sobre el estado nutrimental (Alcántar y Trejo-Téllez, 2007; Binkley, 1993). En este sentido en la Tabla 12 se presentan los resultados del contenido foliar para dichos minerales en ambas plantaciones en comparación con los niveles que Drechsel y Zech (1991) reportan como bajo, medio y suficiente para cada uno de ellos. Los niveles determinados del contenido para cada mineral presentaron el mismo comportamiento en ambas procedencias. El contenido de nitrógeno corresponde a niveles de suficiencia y que es importante para una actividad fotosintética favorable formación de biomasa y crecimiento de los árboles, por el contrario el contenido de fósforo, potasio, calcio y magnesio corresponde al nivel bajo, sin manifestar deficiencia aparente ni afectación en el

desarrollo de los árboles para ambas plantaciones, lo que significa que éstos valores pueden ser considerados como aceptables o de suficiencia. Por lo que respecta al contenido foliar de zinc, manganeso y cobre se considera alto. Y solo el hierro presentó estar por debajo de lo señalado por Drechsel y Zech (1991).

Tabla 12. Contenido nutrimental foliar por procedencia.

	Nutrientes	Veracruz	Nayarit
%	N	1.60	1.80
	P	0.13	0.14
	K	0.14	0.11
	Ca	0.09	0.20
	Mg	0.03	0.03
	mg kg ⁻¹	Fe	92.71
Zn		60.36	47.37
Mn		70.67	55.48
Cu		44.47	46.17

6.8. Descripción del crecimiento en teca

Con el fin de conocer el comportamiento y relacionarlo con otras variables que se detallan más adelante, se realizaron mediciones de la especie en las dos procedencias; las cuales se pueden observar en la Figura 19. Se puede observar que la altura promedio para Veracruz fue 13 m y para Nayarit 16 m, con un IMAH aproximado de 1.4 y 1.7 m respectivamente, y el DAP de 19.3 cm para Veracruz y 17.6 cm para Nayarit, con un IMADAP aproximado de 2.1 y 2 cm, respectivamente; mientras que Chávez y Fonseca (1991), reportan que en Brasil a los 9 años con un espaciamiento de 1.0 x 1.0 m, consignaron una altura media de 9.3 m y DAP de 9.0 cm; que en Argentina a la edad de 16 a 17 años, con un espaciamiento de 2.0 x 3.0 m, presentó una altura media de 16 m y un DAP de 14 a 15 cm y para Colombia a la edad de 5 a 6 años se estimó una altura media de 16 a 17 m y DAP de 14.5 a 15.4 cm. Los autores concluyeron que en este último país, se registraron los mejores desarrollos. Con respecto a los incrementos Vargas *et al.*

(2007) menciona que los incrementos en altura a partir del noveno año baja hasta 1 m y en diámetro hasta 1.5 cm, por lo tanto la teca en ambas procedencias se encuentra en un nivel de crecimiento medio.

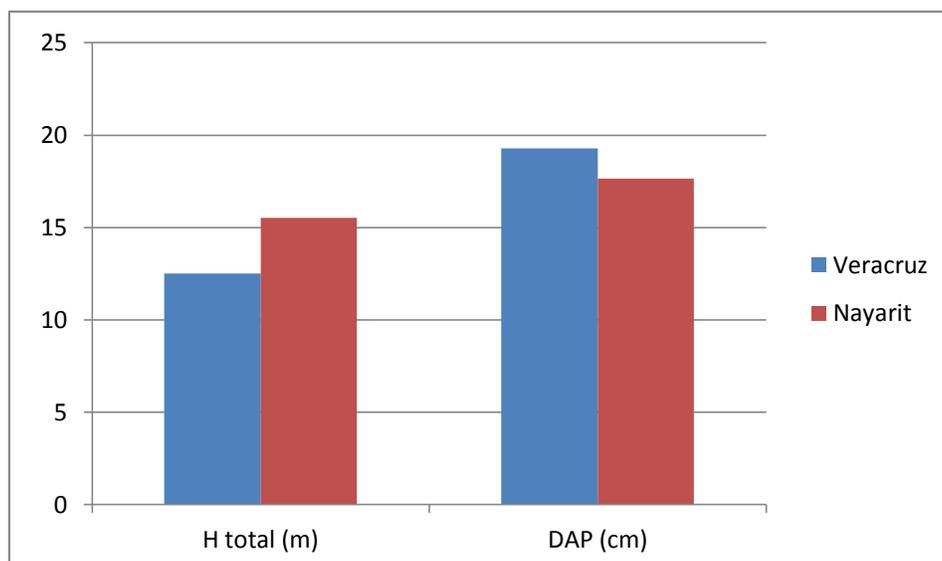


Figura 19. Altura total y diámetro a la altura del pecho de las dos procedencias

6.9. Relación del suelo y contenido foliar con las variables de crecimiento

A partir de los resultados de la caracterización de los suelos y de los valores determinados de contenido mineral foliar para evaluar el estado nutrimental de los árboles, se realizó un análisis de correlación de Pearson para ambas procedencias y sus resultados se muestran en la Tabla 13. La altura de los árboles presentó correlación con mayor número de parámetros de suelo: con el pH tuvo el mayor valor de correlación ($r= 0.94$), seguido de la CIC ($r= 0.89$), calcio ($r= 0.80$), cobre ($r= 0.79$) y K ($r= 0.75$); sólo tuvo una alta relación con el contenido mineral foliar de calcio ($r= 0.91$). Por otro lado el DAP presentó una correlación positiva alta con el potasio foliar en contraste tiene una correlación negativa alta con nitrógeno. El magnesio foliar fue el único elemento que correlacionó con su homólogo en el suelo; el calcio foliar correlacionó con el pH y capacidad de intercambio de cationes en forma positiva. La mayoría de los resultados mostrados coinciden con lo determinado por Mollinedo (2003) en donde el fósforo edáfico no

relaciona con el desarrollo de la teca, ya que encontró buen desarrollo en suelos con niveles deficientes este elementos, no así para potasio edáfico, que relacionó con el crecimiento; así mismo reporta la asociación positiva entre pH con la suma de bases en el suelo y el calcio foliar, para plantaciones de 3.5 años de edad establecidas en suelos alfisoles, inceptisoles y ultisoles en Panamá. Por su parte Montero (1999) encontró una asociación positiva entre el calcio, fósforo, y nitrógeno del suelo con sus homólogos a nivel foliar en plantaciones de teca de 2 a 45 años de edad en Costa Rica, mientras que en el presente trabajo solo se presentó relación con el calcio, lo que si concuerda con Vallejos (1996) quien reporta una relación positiva entre calcio del suelo con calcio y magnesio foliar en plantaciones de teca de entre 3 y 15 años. El hecho de encontrar al pH correlacionado positivamente con el calcio foliar, muestra que mientras mayor sea el nivel de pH en el suelo, mayores serán las concentraciones de calcio en las hojas. Bertsch (1995), indica que químicamente el pH afecta la solubilización, disponibilidad y adsorción de algunos nutrimentos en el suelo (calcio, magnesio, potasio y fósforo y los nutrimentos menores), lo cual se ve reflejado en la relación entre estos minerales y el crecimiento de teca. Salcedo *et al.* (2014), encontraron que solamente fósforo y potasio mostraron tener una relación estadística con la altura de los árboles y con el diámetro a la base del tallo encontrando además que contenidos menores de potasio a los establecidos como mínimos, fueron suficientes para el desarrollo de teca en Nayarit. En estos valores de micronutrientes tiene niveles mayores, la función principal de estos elementos químicos es en el metabolismo de las plantas, además de que participan en varios procesos enzimáticos de las plantas.

Tabla 13. Correlaciones (r) entre las variables del suelo y foliar con el crecimiento.

Variable	Suelo x altura	Foliar x altura	Suelo x DAP	Foliar x DAP	Suelo x foliar
N	-	0.42	-	-0.81*	-0.36
P	-0.07	0.19	0.29	0.47	0.46
K	0.75*	0.64	0.16	0.84*	0.29
Ca	0.80*	0.91*	0.26	-0.75	0.81*
Mg	0.54	0.36	0.27	0.02	0.71*
Fe	-0.55	0.20	0.73	0.05	-0.11
Mn	-0.36	-0.56	0.41	0.31	-0.08
Zn	-0.03	-0.37	-0.21	0.19	-0.03
Cu	0.79*	-0.12	0.79*	-0.19	0.41
NO ₃	-0.57	-	0.63	-	-0.36
pH	0.94*	-	-0.65	-	0.95* _{Ca}
CIC	0.89*	-	-0.44	-	0.83* _{Ca}
MO	-0.59	-	-0.26	-	-

*Significativo al 95%.

7. CONCLUSIONES

- El diámetro total de la fibra, del lumen, la longitud de los vasos, el grosor de pared de fibras, proporción de duramen y DAP fueron mayores en la madera procedente de la zona húmeda (Veracruz), sin embargo, en lo que respecta a los radios no hubo diferencia.
- La densidad básica de la madera no se vio influenciada por las condiciones edafoclimáticas de la procedencia de la madera. Sin embargo, estas condiciones si tuvieron efecto en el porcentaje de duramen siendo mayor en la madera de Veracruz aunque la altura del fuste fue menor.
- *Trametes versicolor* ocasionó la mayor pérdida de peso en la madera independientemente de su procedencia y el ensayo aplicado.
- El contenido de extractos estuvo influenciado por las condiciones edafoclimáticas de la procedencia de la madera. Se observó que la fracción que tiene más presencia de tectoquinona no presentó una inhibición clara al crecimiento de los hongos como otros autores lo describen y por el contrario se determinó por los análisis de CG-EM que la presencia de otros compuestos mezclados con la tectoquinona propician un sinergismo que podría estar asociado a la durabilidad de teca.
- Se encontró baja relación contra la altura, solo para algunas características anatómicas de la madera como el diámetro total del vaso, diámetro total de fibra y diámetro de lumen de fibra y moderada en la longitud de vaso y fibra. Asimismo una relación inversa entre el porcentaje del duramen y la altura total de los árboles, siendo la muestra procedente de Veracruz la de mayor porcentaje de duramen. Con respecto al contenido de extractos, hay una relación positiva con la altura.

- Aunque se encontraron contenidos bajos y medios primordialmente de macronutrientes para ambos suelos, no se manifestaron síntomas de deficiencia ni tampoco fueron limitantes para el desarrollo de teca. El contenido foliar indicó que los nutrimentos evaluados fueron suficientes para cubrir la demanda del árbol en esta etapa de crecimiento. El calcio foliar y de suelo tuvo una alta relación con la altura total, al igual que el pH y la CIC del suelo. El potasio foliar presentó fuerte relación con el DAP, mientras que el nitrógeno foliar también relacionó pero de manera negativa.

8. LITERATURA CITADA

- Akhtar, M.; Blanchette, R.; Kent, T. 1997. Advances in biochemical engineering/ Biotechnology, fungal delignification and biomechanical pulping of wood. 195 p.
- Alcántar, G.; Sandoval, M. 1999. Manual de análisis químico de tejido vegetal: Guía de muestreo, preparación, análisis e interpretación. Sociedad mexicana de la ciencia del suelo A.C. México. 156 p.
- Alcántar, G.; Trejo-Téllez, L.I. 2007. Nutrición de cultivos. Mundi Prensa México S.A. de CV. México. 451 p.
- Alcántar, G.; Trejo-Téllez, L.I.; Fernández P., L.; Rodríguez M., M.D. 2012. Diagnóstico nutrimental en plantas. In: Alcántar, G.; Trejo - Téllez, L. (Eds.). Nutrición de cultivos. México. 454 p.
- Alexopoulos, J. 1966. Introducción a la micología. Editorial Universitaria. Buenos Aires, Argentina. 568 p.
- Alvarado, A.; Chavarría, M.; Guerrero, R.; Boniche, J.; Navarro, J.R. 2004. Características edáficas y presencia de micorrizas en plantaciones de teca (*Tectona grandis* Lf) en Costa Rica. Agronomía Costarricense 28(1): 89-100
- Alvarado, A.; Fallas, J.L. 2004. Efecto de la saturación de acidez y encalado sobre el crecimiento de la teca (*Tectona grandis* L.f.) en suelos ácidos de Costa Rica. Agronomía Costarricense 28(1): 81-87
- Anantha, H.S. 2006. Informe internacional sobre la teca. Product Disclosure Statement - Rewards Group Teak Project "International Teak Market Report". Australia. 6 p.
- ASTM. 2003. Annual Book of American Section of the International Association for Testing Materials (ASTM) standards. ASTM D-2395-02: Standard test methods for specific gravity of wood and wood-base materials. West Conshohocken, PA. USA. 10 p.

- ASTM. 2007. Annual Book of American Section of the International Association for Testing Materials (ASTM) standards. Standard D-2017-05. Standard test methods for accelerated laboratory test of natural decay resistance of woods. West Conshohocken, PA. USA. 270-274 p.
- AWPA. 1998. Book of Standards American Wood Preservers Association (AWPA). Standard method of testing wood preservatives by laboratory soil-block cultures. Granbury, Texas, USA. 315 p.
- Baas, P. 1982. Systematic, phylogenetic, and ecological wood anatomy—history and perspectives. In: Baas, P. (Ed.). New perspectives in wood anatomy: Systematic, phylogenetic and ecological. London. 23-58 p.
- Baillères, H.; Durand, P.Y. 2000. Non-destructive techniques for wood quality assessment of plantation-grown teak. *Bois et Forêts des Tropiques* 263(1): 17-29
- Bebarta, K. 1999. Teak: ecology, silviculture, management, and profitability. India. 380 p.
- Berrocal, A.; Rojas, L.V. 2007. Resistencia de la madera de teca (*Tectona grandis* Lf) proveniente de plantaciones forestales ante el ataque de termitas de madera seca *Cryptotermes brevis* (Walker). *Revista Forestal Mesoamericana Kurú* 4(10): 1-15
- Bertsch, F. 1995. La fertilidad de los suelos y su manejo. Costa Rica. 157 p.
- Bhat, K.M. 1998. Properties of fast-grown teak wood: impact on end-user's requirements. *Journal of Tropical Forest Products* 4(1): 1-10
- Bhat, K.M. 1999. Is fast grown teak inferior in wood quality—an appraisal of wood figure (colour, grain, texture) from plantations of high input management. *Wood News* 9(4): 48-49
- Bhat, K.M. 2000. Timber quality of teak from managed tropical plantations with special reference to Indian plantations. *Bois et forêts des tropiques* 263(1): 6-15

- Bhat, K.M.; Florence, E.J.M. 2003. Natural Decay Resistance of Juvenile Teak Wood Grown in High Input Plantations. *Holzforschung* 57(5): 453-455
- Bhat, K.M.; Priya, P.B.; Rugmini, P. 2001. Characterisation of juvenile wood in teak. *Wood Science and Technology* 34(6): 517-532
- Bhat, K.M.P.; Priya, P.B. 2004. Influence of provenance variation on wood properties of teak from the Western Ghat region in India. *IAWA Jl.(NS)* 25(3): 273-282
- Bhat, K.M.T.; Thulasidas, P.K.; Florence, E.J.; Jayaraman, K. 2005. Wood durability of home-garden teak against brown-rot and white-rot fungi. *Trees* 19(6): 654-660
- Bigham, J. 1996. *Methods of soil analysis*. Soil science society of América. USA. 1390 p.
- Binkley, D. 1993. *Nutrición forestal*. Editorial LIMUSA S.A. México. 340 p.
- Boardman, R.; Cromer, R.N.; Lambert, M.J.; Webb, M.J. 1997. *Forest Plantations*. In: Reuter, D.J.; Robinson, J.B. (Eds.). *Plant analysis and interpretation manual*. Australia. 152 p.
- Briscoe, C. 1995. *Silvicultura y manejo de teca, melina y pochote*. Turrialba, Costa Rica. 44 p.
- Brock, T.D.; Madigan, M.T. 1993. *Microbiología*. Prentice Hall Hispanoamericana. México, D.F. 956 p.
- Bultman, J.D.; Southwell, C.R. 1976. Natural resistance of tropical American woods to terrestrial wood-destroying organisms. *Biotropica* 8(2): 71-95
- Carballo, C. 1994. *Proyectos de plantaciones forestales en México: Evaluación financiera y económica*. Chapingo, México. 107 p.
- Carballo, L.R. 1990. The influence of chemical composition and age of caribea pine wood (*Pinus caribea*) on the physical and mechanical properties as well as on the yield of sulfite

- pulp. Faculty of wood Technology. Poznań University of Life Sciences. Tesis de Maestría. República Eslovaca. 219 p.
- Carlquist, S. 2003. Comparative wood anatomy: systematic ecological, and evolutionary aspects of dicotyledon wood. Berlin, Germany. 436 p.
- Carll, C.G.; Highley, T.L. 1999. Decay of wood and wood-based products above ground in buildings. *Journal of Testing and Evaluation* 27(2): 150-158
- Carrillo-Parra, A. 2007. Technological investigation of *Prosopis Laevigata* wood from Northeast México. Faculty of Forest Sciences and Forest Ecology. University of Göttingen. Tesis de Doctorado. Alemania. 149 p.
- Cartwright, K.; Findlay, W. 1958. Decay of Timber and its Prevention. Her Majesty's Stationery Office. London. 332 p.
- Castro, F.; Raigosa, J. 2000. Crecimiento y propiedades físico-mecánicas de la madera de teca (*Tectona grandis*) de 17 años de edad en San Joaquín de Abangares, Costa Rica. *Agronomía Costarricense* 24(2): 7-23
- CEN. 1994. Standard EN 350-1. Durability of wood and wood-based products -Natural durability of solid wood. Part 1: Guide to the principles of testing and classification of the natural durability of wood. Part 2: Guide to natural durability and treatability of selected wood species of importance in Europe. European Committee for Standardization (CEN). 15 p.
- CONAFOR. 2011. Situación actual y perspectivas de las plantaciones forestales comerciales en México. México. 472 p.
- CONAFOR. 2012. Programa de Desarrollo de Plantaciones Forestales Comerciales, a 15 Años de su Creación. Zapopan, Jalisco, México. 152 p.

- CONAFOR. 2013. Especies maderables establecidas en PCF por año. <http://www.conafor.gob.mx/web/temas-forestales/plantaciones-forestales/> (25 de marzo de 2014)
- Córdoba, R.; Sáenz, M. 2004. Propiedades físico-mecánicas de teca de Costa Rica y Panamá. www.FundatecITCR.com (9 de diciembre de 2012)
- Crespo, R.; Jiménez, E.R.; Suatunce C., P.; Law B., G.; Fonseca, C.S.S. 2008. Análisis comparativo de las propiedades físico-mecánicas de la madera de teca (*Tectona grandis* LF) de Quevedo y Balzar. *Ciencia y Tecnología* 1(2): 55-63
- Cutter, B.E.; Coggeshall, M.V.; Phelps, J.E.; Stokke, D.D. 2004. Impacts of forest management activities on selected hardwood wood quality attributes: a review. *Wood and fiber science* 36(1): 84-97
- Chávez, E.; Fonseca, W. 1991. *Tectona grandis* L.f. especie de árbol de uso múltiple en América Central. Turrialba, Costa Rica. 47 p.
- Da Silva, C.; Bacellar, B.M.; Brazolin, S.; Carballeira, A.G.; Richter, A.; Braga, M.R. 2007. Biodeterioration of brazilwood *Caesalpinia echinata* Lam. (Leguminosae-Caesalpinioideae) by rot fungi and termites. *International Biodeterioration & Biodegradation* 60(4): 285-292
- Datta, S.K.; Kumar, A. 1987. Histochemical studies of the transition from sapwood to heartwood in *Tectona grandis*. *IAWA Bull.* ns 8(4): 363-368
- De Groot, R.C.; Woodward, B.; Hennon, P.E. 2000. Natural decay resistance of heartwood from dead, standing yellow-cedar trees: laboratory evaluations. *Forest products journal* 50(1): 53-59
- Drechsel, P.; Schmall, S.; Zech, W. 1990. Relationships between growth, mineral nutrition, and soils in young teak plantations in Benin and Liberia. *Water Air Soil Poll.* 54(4): 651-656

- Drechsel, P.; Zech, W. 1991. Foliar nutrient levels of broad-leaved tropical trees: a tabular review. *Plant and Soil* 131(1): 29-46
- Drechsel, P.; Zech, W. 1994. DRIS evaluation of teak (*Tectona grandis* Lf) mineral nutrition and effects of nutrition and site quality on teak growth in West Africa. *Forest Ecology and Management* 70(1): 121-133
- Etchevers, J.D.; Padilla, J. 2012. Diagnóstico de fertilidad del suelo. In: Alcántar, G.; Trejo-Téllez, L. (Eds.). *Nutrición de cultivos*. México. 454 p.
- FAO. 1992. Teak in Asia. Secondary Teak in Asia. Guangzhou, China. 126 p.
- FAO. 2007. Situación de los bosques del mundo 2007. Roma, Italia. 143 p.
- Fonseca, W. 2004. Manual para productores de teca (*Tectona grandis* L. f) en Costa Rica. Heredia, Costa Rica. 115 p.
- Francis, J. 2003. *Tectona grandis* L.f. <http://www.rngr.net/Publications/ttsm/Folder> (11 de junio de 2012)
- Freitag, C.M.; Morrell, J.J. 2001. Durability of a Changing Western Redcedar Resource 1. *Wood and Fiber Science* 33(1): 69-75
- Fritsche, W.; Hofrichter, M. 1999. Aerobic degradation by microorganisms. In: Scheper, T. (Ed.). *Advances in biochemical engineering biotechnology*. Springer-Verlag. 63 p.
- García, E.L.; Guindeo, C.A.; Peraza, O.C.; De Palacios, P. 2003. *La madera y su anatomía*. Mundi-Prensa. 328 p.
- Gierlinger, N.; Jacques, D.; Grabner, M.; Wimmer, R.; Schwanninger, M.; Rozenberg, P.; Pâques, L.E. 2004. Colour of larch heartwood and relationships to extractives and brown-rot decay resistance. *Trees* 18(1): 102-108

- Grace, J.K. 2003. Approaches to biological control of termites. *Sociobiology* 41(1): 115-122
- Green III, F.; Highley, T.L. 1997. Mechanism of brown-rot decay: paradigm or paradox. *International Biodeterioration & Biodegradation* 39(2): 113-124
- Gutiérrez-Oliva, A.; Baonza M., V.; Fernández-Golfín S., J.I.; Conde G., M.; Hermoso P, E. 2006. Effect of growth conditions on wood density of Spanish *Pinus nigra*. *Wood science and technology* 40(3): 190-204
- Hallett, J.T.; Diaz-Calvo, J.; Villa-Castillo, J.; Wagner, M.R. 2011. Teak Plantations: Economic Bonanza or Environmental Disaster? . *Journal of Forestry* 109(5): 288-292
- Hammel, K.E. 1996. Extracellular free radical biochemistry of ligninolytic fungi. *New journal of chemistry* 20(2): 195-198
- Han, J.S.; Rowell, J.S. 1996. Chemical composition of fibers: Paper and composites from agro-based resources. In: Rowell, R.M. (Ed.). *Paper and composites from agro-based resources*. CRC Press. Boca Ratón, Florida, USA. 464 p.
- Haupt, M.; Leithoff, H.; Meier, D.; Puls, J.; Richter, H.G.; Faix, O. 2003. Heartwood extractives and natural durability of plantation-grown teakwood (*Tectona grandis* L.)—a case study. *Holz Roh Werkst* 61(6): 473-474
- Helrich, K. 1990. *Official Methods of analysis*. Association of official analytical chemists. USA. 980 p.
- Hernández, R.; Torres, A.; Márquez, O.; Franco, W.; Valdés, M.; Aguirre, J.F.; Díaz, R.A.; Torella, J.L.; Santanatógla, O.J.; Seaton, J. 1993. Contenido foliar de nutrientes y crecimiento en plantaciones de teca en Ticoporo, Venezuela. *Turrialba* 43(1): 11-15
- Higuchi, T.; Fukazawa, K.; Shimada, M. 1997. Biochemical studies on the heartwood formation *Rcs. Bull. Coli. Expt. For.* 25(1): 167-193

- Hillis, W.E. 1987. Heartwood and tree exudates. Syracuse, N.Y., USA. 268 p.
- IAWA. 1989. List of microscopic features for hardwood identification. In: Wheeler, E.A.; Baas, P.; Gasson, P.E. (Eds.). IAWA Bull.(ns). Leiden, The Netherlands. 332 p.
- INEGI. 2009a. Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. Las Choapas, Veracruz de Ignacio de la Llave. Clave geoestadística 30061. México. 9 p.
- INEGI. 2009b. Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. San Blas, Nayarit. Clave geoestadística 18012. 9 p.
- ITTO. 2010. Teak as potential plantation species. 15 p.
- Izekor, D.N.; Fuwape, J.A. 2011. Variations in the anatomical characteristics of plantation grown *Tectona grandis* wood in Edo State, Nigeria. Archives of Applied Science Research 3(1): 83-90
- Izekor, D.N.; Fuwape, J.A.; Oluyeye, A.O. 2010. Effects of density on variations in the mechanical properties of plantation grown *Tectona grandis* wood. Archives of Applied Science Research 2(6): 113-120
- JAC. 1988. Manual del Grupo Andino para la preservación de maderas. Proyecto sub regional de promoción industrial de la madera para construcción (PRID-Madera) de la Junta del Acuerdo de Cartagena. Lima, Perú. 404 p.
- Jayaraman, K. 2011. Report on the international training programme on teak. In: Jayaraman, K.; Bhat, K.V. (Eds.). Proceedings of the international training programme. Innovations in the management of planted teak forests. Kerala, India. s/ p.
- Juacida, P.; Quintanar, J. 1992. Protección de la madera: Agentes causales de degradación-Durabilidad natural. Universidad Austral de Chile. Publicación docente. 37 p.

- Kjaer, E.D.; Kajornsrichon, S.; Lauridsen, E.B. 1999. Heartwood, calcium and silica content in five provenances of teak (*Tectona grandis* L.). *Silvae genetica* 48(1): 1-3
- Koch, G.; Grünwald, C. 2004. Application of UV microspectrophotometry for the topochemical detection of lignin and phenolic extractives in wood fibre cell walls. In: Schmitt, U. (Ed.). *Wood fibre cell walls: methods to study their formation, structure and properties*. University of Agricultural Sciences. Uppsala, Swedish 130 p.
- Kokutse, A.D.; Adjonou, K.; Kokou, K. 2009b. Relationship between ecological indicators and teak wood characteristics in Tchorogo plantation (Togo). *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 3(3): 483-491
- Kokutse, A.D.; Adjonou, K.; Kokou, K.; Gbeassor, M. 2009a. Problématique de la performance du teck de provenance tanzanienne par rapport au teck local en plantation au Togo. *Bois et forêts des tropiques* 302(4): 1-10
- Kokutse, A.D.; Baillères, H.; Stokes, A.; Kokou, K. 2004. Proportion and quality of heartwood in Togolese teak (*Tectona grandis* Lf). *Forest ecology and management* 189(1): 37-48
- Kokutse, A.D.; Stokes, A.; Baillères, H.; Kokou, K.; Baudasse, C. 2006. Decay resistance of Togolese teak (*Tectona grandis* L.f) heartwood and relationship with colour. *Trees* 20(2): 219-223
- Kollert, W.; Cherubini, L. 2012. Teak resources and market assessment 2010. <http://www.fao.org/docrep/015/an537e/an537e00.pdf> (04 de julio de 2013)
- Kollmann, F.F.P.; Cote, W.A. 1968. *Principles of wood science and technology I: Solid wood*. Springer-Verlag. New York, USA 592 p.
- Kuhad, R.C.; Singh, A.; Eriksson, K. 1997. Biotechnology in the pulp and paper industry, microorganisms and their enzymes involved in the degradation of plant fiber cell walls. 125 p.

- Kyrkby, E.; Romheld, V. 2008. Micronutrientes en la fisiología de la planta. *Informaciones agronómicas* 68. Quito, Ecuador. 6 p.
- Leal, S.; Sousa, V.B.; Pereira, H. 2007. Radial variation of vessel size and distribution in cork oak wood (*Quercus suber* L.). *Wood Science and Technology* 41(4): 339-350
- Leithoff, H.; Richter, H.; Sulaiman, O. 2001. Vergleich der natürlichen Dauerhaftigkeit von Teakholz aus mittelamerikanischen Plantagen und von Naturstandorten. <http://www.bfafh.de/bibl/index.htm> (5 de julio de 2012)
- León, W. 2010. Anatomía y densidad o peso específico de la madera. *Revista Forestal Venezolana* 54(1): 67-76
- Lin, S.Y.; Dence, C.W. 1992. *Methods in lignin chemistry*. Springer-Verlag. Berlín, Alemania. 19 p.
- Lomelí, M.G. 1991. Determinación de la durabilidad natural de las maderas de arboles tropicales (*Hura polyandra* Baill.; *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb. y *Cordia eleagnoides* dc) al ataque de los hongos xilófagos *Lentinus lepideus* fr. y *Laetiporus sulphureus* (Bull.: fr.) Murr. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad de Guadalajara. Tesis de Licenciatura. Guadalajara, Jalisco, México. 68 p.
- López, C.; González, A. 2005. Cultivo de la especie forestal comercial teca en el Sureste de México. Plan de negocios. Fundación Mexicana para la Investigación Agropecuaria y Forestal. México. 55 p.
- Luiz, I.; Borges F., S.M.; Luiz L, E. 2009. Influência do espaçamento em algumas propriedades físicas da madeira de *Tectona grandis* Linn. *Cerne* 15(2): 244-250
- Luiz, I.; Garcia, R.; Longui, E.L.; Borges F., S.M. 2011. Dimensões anatômicas da madeira de *Tectona grandis* Linn. em função do espaçamento e da posição radial do tronco *Anatomical*

dimensions of the wood of *Tectona grandis* Linn. in relation to spacing and radial position in the trunk. *Scientia Forestalis* 39(89): 61-68

Lukmandaru, G. 2011. Variability in the natural termite resistance of plantation teak wood and its relations with wood extractive content and color properties. *Journal of Forestry Research* 8(1): 17-31

Lukmandaru, G.; Takahashi, K. 2008. Variation in the natural termite resistance of teak (*Tectona grandis* Linn. fil.) wood as a function of tree age. *Ann. For. Sci.* 65(7): 708-708

Lukmandaru, G.; Takahashi, K. 2009. Radial distribution of quinones in plantation teak (*Tectona grandis* L.f.). *Ann. For. Sci.* 66(6): 605-605

Miller, R.B.; Wiedenhoef, A.C.; Williams, R.S.; Stockman, W.; Green, F. 2003. Characteristics of ten tropical hardwoods from certified forests in Bolivia. Part II. Natural durability to decay fungi. *Wood and fiber science* 35(3): 429-433

Miranda, I.; Sousa, V.; Pereira, H. 2011. Wood properties of teak (*Tectona grandis*) from a mature unmanaged stand in East Timor. *Journal of wood science* 57(3): 171-178

Mollinedo, M. 2003. Relación suelo-planta, factores de sitio y respuesta a la fertilización, en plantaciones jóvenes de teca (*Tectona grandis* L.f.) en la zona Oeste, cuenca del Canal de Panamá. CATIE. Tesis de Maestría. Turrialba, Costa Rica. 89 p.

Mollinedo, M.; Ugalde, L.; Alvarado, A.; Verjans, J.M.; Rudy, L.C. 2005. Relación suelo-árbol y factores de sitio, en plantaciones jóvenes de teca (*Tectona grandis*), en la Zona Oeste de la Cuenca del Canal de Panamá. *Agronomía Costarricense* 29(1): 67-75

Montero, M. 1999. Factores de sitio que influyen en el crecimiento de *Tectona grandis* L.f. y *Bombacopsis quinatum* (Jacq), Dugand, en Costa Rica. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Austral de Chile. Tesis de Maestría. Valdivia, Chile. 111 p.

- Montero, V.M. 1995. Dinámica de crecimiento en teca (*Tectona grandis* L.) bajo fertilización en El Limón de Chupampa, Herrera-Panamá. Seminario Técnico Fertilización Forestal. Santiago, Veraguas, Panamá. 29 p.
- Morataya, R.; Galloway, G.; Berninger, F.; Kanninen, M. 1999. Foliage biomass-sapwood (area and volume) relationships of *Tectona grandis* LF and *Gmelina arborea* Roxb.: silvicultural implications. *Forest Ecology and Management* 113(2): 231-239
- Mosedale, J.R.; Charrier, B.; Janin, G. 1996. Genetic control of wood colour, density and heartwood ellagitannin concentration in European oaks (*Quercus petraea* and *Q. robur*). *Forestry* 69: 111-124
- Moya, R. 2001. Propiedades de la madera de teca (*Tectona grandis*) perteneciente a la reforestadora el Buen Precio S.A.: Las Maderas de Plantaciones forestales. *ITCR* 1: 1-8
- Moya, R. 2002. Influencia de la edad del cambium, tasa de crecimiento y nivel de precipitación sobre la densidad básica de la teca en Costa Rica. *Madera y Bosques* 8(1): 39-49
- Moya, R.; Arce, V. 2003. Estudio experimental del efecto del espaciamiento sobre las propiedades físicas de peso específico básico y contracciones en plantaciones de teca (*Tectona Grandis*) de 10 años. *Revista Forestal Venezolana* 47(1): 153-161
- Moya, R.; Berrocal, A. 2010. Wood colour variation in sapwood and heartwood of young trees of *Tectona grandis* and its relationship with plantation characteristics, site, and decay resistance. *Ann. For. Sci.* 67(1): 109
- Moya, R.; Berrocal, A.; Serrano, J.R.; Tomazello F., M. 2009a. Radial variation of anatomical features, wood density and decay resistance in teak (*Tectona grandis*) from two qualities of growing sites and two climatic regions of Costa Rica. *Forest Systems* 18(2): 119-131
- Moya, R.; Berrocal, A.; Serrano, J.R.; Tomazello F., M. 2009b. Variación radial de la anatomía, densidad y durabilidad de la madera de teca (" *Tectona grandis*") procedente de dos

calidades de sitio y dos regiones climáticas de Costa Rica. Investigación agraria: Sistemas y recursos forestales 18(2): 119-131

Moya, R.; Calvo-Alvarado, J. 2012. Variation of wood color parameters of *Tectona grandis* and its relationship with physical environmental factors. Ann. For. Sci. 69(8): 947-959

Moya, R.; Marín, J.D. 2011. Grouping of *Tectona grandis* (Lf) clones using wood color and stiffness. New Forests 42(3): 329-345

Niamké, F.; Amusant, N.; Kokutse, A.; Chaix, G.; Charpentier, J.P.; Adima, A.A.; Kati-Koulibaly, S.; Jay-Allemand, C. 2010. Radial distribution of non-structural carbohydrates in Malaysian teak. Int. J. Biol. Chem. Sci. 4(3): 710-720

Niamké, F.B.; Amusant, N.; Charpentier, J.; Chaix, G.; Baissac, Y.; Boutahar, N.; Adima, A.A.; Kati-Coulibaly, S.; Jay-Allemand, C. 2011. Relationships between biochemical attributes (non-structural carbohydrates and phenolics) and natural durability against fungi in dry teak wood (*Tectona grandis* L. f.). Ann. For. Sci. 68(1): 201-211

Niamké, F.B.; Amusant, N.; Stien, D.; Chaix, G.; Lozano, Y.; Kadio, A.A.; Lemenager, N.; Goh, D.; Adima, A.A.; Kati-Coulibaly, S.; Jay-Allemand, C. 2012. 4',5'-Dihydroxy-epiisocatalponol, a new naphthoquinone from *Tectona grandis* L. f. heartwood, and fungicidal activity. International Biodeterioration & Biodegradation 74: 93-98

Ninin, L. 1993. La anatomía de la madera y la resolución de problemas tecnológicos. Revista Forestal Venezolana 37: 107-116

Nobuchi, T.; Janmahasatien, S.; Sakai, M. 1996. Seasonal changes of wood formation and some characteristics of heartwood formation in teak (*Tectona grandis* L.) plantation. Kasetsart Journal (Natural Sciences) 30: 254-263

- Oliveira, J. 2003. Sistema para cálculo de balanço nutricional e recomendação de calagem de povoamentos de Teca-NUTRITECA. Universidad Federal de Vicosa. Tesis de Maestría. Vicosa, Brasil. 79 p.
- Pandey, D.; Brown, C. 2000. La teca: una visión global. Unasylva (FAO) 51: 3-13
- Panshin, A.J.; De Zeeuw, C. 1980. Textbook of wood technology. McGraw-Hill. USA. 722 p.
- Pérez, D.; Kanninen, M. 2003. Heartwood, sapwood and bark content, and wood dry density of young and mature teak (*Tectona grandis*) trees grown in Costa Rica. Silva Fennica 37(1): 45-54
- Pérez, D.; Kanninen, M. 2005a. Stand growth scenarios for *Tectona grandis* plantations in Costa Rica. Forest Ecology and Management 210(1): 425-441
- Pérez, D.; Kanninen, M. 2005b. Effect of thinning on stem form and wood characteristics of teak (*Tectona grandis*) in a humid tropical site in Costa Rica. Silva Fennica 39(2): 217-225
- Pérez, P. 2009. Fertilización NPK y demanda nutrimental de cuatro especies en fases temprana de crecimiento. Colegio de Postgraduados. Tesis de Maestría. H. Cáardenas, Tabasco, México. 88 p.
- Prasad, V.; Vanlalremkimi, J. 2008. Growing stock variation in different teak (*Tectona grandis*) forest stands of Mizoram, India. Journal of Forestry Research 19(3): 204-208
- Priya, P.B.; Bhat, K.M. 1999. Influence of rainfall, irrigation and age on the growth periodicity and wood structure in teak (*Tectona grandis*). IAWA Jl.(NS) 20: 181-192
- Råberg, U.; Edlund, M.; Terziev, N.; Land, C.J. 2005. Testing and evaluation of natural durability of wood in above ground conditions in Europe—an overview. Journal of Wood Science 51(5): 429-440

- Rao, K.S.; Dave, Y.S. 1984. Occurrence of crystals in vascular cambium. *Protoplasma* 119(3): 219-221
- Rao, K.S.; Dave, Y.S. 2008. Seasonal variations in the cambial anatomy of *Tectona grandis* (Verbenaceae). *Nordic Journal of Botany* 1(4): 535-542
- Rathgeber, C.B.K.; Decoux, V.; Leban, J. 2006. Linking intra-tree-ring wood density variations and tracheid anatomical characteristics in Douglas fir (*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco). *Ann. For. Sci.* 63(7): 699-706
- Rivero, J.; Moya, R. 2006. Propiedades físico-mecánicas de la madera de *Tectona grandis* Linn. F.(teca), proveniente de una plantación de ocho años de edad en Cochabamba, Bolivia. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú* 3(9): 1-14
- Rodas, A.F. 2006. Efecto del establecimiento de plantaciones forestales de teca (*Tectona grandis* Lf) en áreas de potrero sobre las características del suelo en Petén, Guatemala. CATIE. Tesis de Maestría. Turrialba, Costa Rica. 105 p.
- Rodríguez, F.H.; Rodríguez, A.J. 2002. Métodos de análisis de suelos y plantas: criterios de interpretación. Trillas. México, DF. 13 p.
- Romahn, C.F.; Ramírez M., H.; Treviño G., J.L. 1994. Dendrometría. Universidad Autónoma de Chapingo. México. 354 p.
- Rudman, P.; Da Costa, E.W.B. 1959. Variation in extractive content and decay in the heartwood of *Tectona Grandis* Lf. *Journal of the Institute of Wood Science* 3: 33-44
- Rutiaga-Quinones, J.G.; Windeisen, E.; Schumacher, P.; Wegener, G. 1999. Antifungal Effect of Extracts From *Quercus laurina* Humb. Et Bonpl. *Curr. Top. Phytochem* 2: 191-194
- Salcedo, E.; Ypushima P., A.L.; González C., R.; Zamora N., J.F.; Rodríguez M., R.; Sánchez H., R. 2014. Efecto de las propiedades edáficas y el contenido nutrimental foliar sobre el crecimiento de teca. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales* 5(24): 80-91

- Sánchez, P.; Da Silva, C.M.; Alcántar G., G.; Sandoval V., M. 2012. Diagnóstico nutrimental en plantas. In: Alcántar, G.; Trejo-Téllez, L. (Eds.). Nutrición de cultivos. Mundi - Prensa. México. 454 p.
- Sandermann, W.; Simatupang, M.H. 1966. On the chemistry and biochemistry of teakwood (*Tectona grandis* L. fill). Holz Roh Werkst 24(1): 190-204
- Saranpää, P. 2003. Wood density and growth. In: Barnett, J.R.; Jeronimidis, G. (Eds.). Wood Quality and its biological basis. CRC Press. Boca Ratón, Florida, USA. 226 p.
- Schachner, H.; Reiterer, A.; Stanzl-Tschegg, S.E. 2000. Orthotropic fracture toughness of wood. Journal of Materials science letters 19(20): 1783-1785
- SEMARNAT. 2002. Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000. México, DF. 85 p.
- Setzer, W.N.; Vogler, B.; Cseke, L.J.; Kirakosyan, A.; Kaufman, P.B.; Warber, S.L.; Duke, J.A.; Briemann, H.L. 2006. Bioassays for activity. Natural products from plants 2: 389-413
- Silva, J.A.; Torres, P.A. 2012. Durabilidad Natural. In: ITTO (Ed.). Industrialización, Comercialización y Manejo Sostenible de diez Especies Nativas Mexicanas. México. 226 p.
- Sima, S.A. 2010. Relación del suelo con el crecimiento inicial y contenido foliar de teca (*Tectona grandis*), y adaptación de leguminosas para control de arvenses bajo un sistema fertirriego en Campeche, México. CATIE. Tesis de Maestría Turrialba, Costa Rica. 90 p.
- Sjöström, E. 1993. Wood chemistry- fundamentals and applications. San Diego, California. 293 p.
- Solorzano, S.; Moya, R.; Chauhan, S. 2012a. Early genetic evaluation of morphology and some wood properties of *Tectona grandis* L. clones. Silvae genetica 61: 58-65

- Solorzano, S.; Moya, R.; Murillo, O. 2012b. Early prediction of basic density, shrinking, presence of growth stress, and dynamic elastic modulus based on the morphological tree parameters of *Tectona grandis*. *Journal of wood science* 58(4): 290-299
- Sumthong, P.; Romero-González, R.R.; Verpoorte, R. 2008. Identification of anti-wood rot compounds in teak (*Tectona grandis* Lf) sawdust extract. *Journal of Wood Chemistry and Technology* 28(4): 247-260
- Taiz, L.; Zeiger, E. 2002. *Plant Physiology*. Sinauer Associates, Inc. Sunderland, Massachusetts, USA. 700 p.
- Tamarit, J.C.; López, J.L. 2007. *Xilotecología de los principales árboles tropicales de México*. INIFAP-CIR Golfo Centro, C.E.S.M. Libro Técnico No. 3. Tlahuapan, Puebla, México. 264 p.
- Taylor, A.M.; Gartner, B.L.; Morrell, J.J. 2002. Heartwood formation and natural durability—a review. *Wood and Fiber Science* 34(4): 587-611
- Thulasidas, P.K.; Bhat, K.M. 2007. Chemical extractive compounds determining the brown-rot decay resistance of teak wood. *Holz Roh Werkst* 65(2): 121-124
- Thulasidas, P.K.; Bhat, K.M. 2009. Log characteristics and sawn timber recovery of home-garden teak from wet and dry localities of Kerala, India. *Small-scale Forestry* 8(1): 15-24
- Thulasidas, P.K.; Bhat, K.M.; Okuyama, T. 2006. Heartwood colour variation in home garden teak (*Tectona grandis*) from wet and dry localities of Kerala, India. *Journal of Tropical Forest Science* 18(1): 51
- Torelli, N.; Cufar, K. 1994. Comparative decay resistance of 43 Mexican tropical hardwoods. *European Journal of Wood and Wood Products* 52(6): 394-396
- Torres, P.A. 2009. Evaluación de la resistencia natural de la madera de *Eysenhardtia polystachya* (Ortega) Sarg. al ataque de hongos de pudrición blanca y café. Departamento

- de Madera, Celulosa y Papel, Ing. "Karl Agustin Grellmann. Universidad de Guadalajara. Tesis de Maestría. Guadalajara, Jalisco, México. 121 p.
- Touza, M.C. 2013. Guía de la madera: Durabilidad. Gobierno de España. Ministerio de Ciencia e Innovación. España. 96 p.
- Trockenbrodt, M.; Josue, J. 1999. Wood properties and utilisation potential of plantation teak (*Tectona grandis*) in Malaysia. *Journal of Tropical Forest Products* 5: 58-70
- Vaides, E.E. 2004. Características de sitio que determinan el crecimiento y productividad de teca (*Tectona grandis* L. f.) en plantaciones forestales de diferentes regiones de Guatemala. CATIE. Tesis de Maestría. Turrialba, Costa Rica. 81 p.
- Valero, S.; Reyes, E.; Garay, D. 2005. Estudio de las propiedades físico-mecánicas de la especie *Tectona grandis*, de 20 años de edad, proveniente de plantaciones de la Unidad Experimental de la Reserva Forestal Ticoporo, estado Barinas. *Revista Forestal Venezolana* 49(1): 61-73
- Vallejos, O. 1996. Productividad y relaciones del índice de sitio con variables fisiográficas, edafoclimáticas y foliares para *Tectona grandis* L.f., *Bombacopsis quinatum* (Jacq), Dugand y *Gmelina arborea* Roxb, en Costa Rica. CATIE. Tesis de Maestría. Turrialba, Costa Rica. 147 p.
- Vargas, M.J.; Quezada, H.; Morales, M. 2007. Estado actual de las investigaciones de la Teca (*Tectona grandis* L.F.) en el valle de sacta, Cochabamba. Bolivia. 3 p.
- Varghese, M.; Nicodemus, A.; Ramteke, P.K.; Anbazhagi, G.; Bennet, S.S.R.; Subramanian, K. 2000. Variation in growth and wood traits among nine populations of teak in Peninsular India. *Silvae genetica* 49(4-5): 201-205
- Venugopal, N.; Krishnamurthy, K.V. 1987. Seasonal production of secondary xylem in the twigs of certain tropical trees. *IAWA Bull.(NS)* 8: 31-40

- Viquez, E.; Pérez, D. 2005. Effect of pruning on tree growth, yield, and wood properties of *Tectona grandis* plantations in Costa Rica. *Silva Fennica* 39(3): 381
- Windeisen, E.; Klassen, A.; Wegener, G. 2003. On the chemical characterisation of plantation teakwood from Panama. *Holz Roh Werkst* 61(6): 416-418
- Yamamoto, K.; Simatupang, M.H.; Hashim, R. 1998. Caoutchouc in teak wood (*Tectona grandis* L. f.): formation, location, influence on sunlight irradiation, hydrophobicity and decay resistance. *Holz Roh Werkst* 56(3): 201-209
- Zabel, R.A.; Morrell, J.J. 1992. *Wood microbiology: Decay and its prevention*. Academic Press, I. San Diego, California, USA. 476 p.