

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**“APTITUD DE CUATRO HONGOS EN LA PRODUCCIÓN DE
MADERA ESPALTEADA DE *Simarouba amara* AUBL. Y *Guazuma crinita*
MART.”**

TESIS PARA OPTAR TÍTULO DE INGENIERO FORESTAL

JAVIER FRANCISCO ILLESCAS GUEVARA

LIMA – PERÚ

2024

Tesis

INFORME DE ORIGINALIDAD

9%	8%	2%	2%
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	1library.co Fuente de Internet	1%
2	repositorio.inia.gob.pe Fuente de Internet	1%
3	repositorio.unu.edu.pe Fuente de Internet	<1%
4	Ton Duc Thang University Publicación	<1%
5	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1%
6	hdl.handle.net Fuente de Internet	<1%
7	Submitted to Submitted on 1691687177060 Trabajo del estudiante	<1%
8	docplayer.es Fuente de Internet	<1%
9	repositorio.uchile.cl Fuente de Internet	<1%

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES

**“APTITUD DE CUATRO HONGOS EN LA PRODUCCIÓN DE
MADERA ESPALTEADA DE *Simarouba amara* AUBL. Y *Guazuma
crinita* MART.”**

**TESIS PARA OPTAR TÍTULO DE INGENIERO FORESTAL
JAVIER FRANCISCO ILLESCAS GUEVARA**

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

*Ing. Florencio Teodoro Trujillo Cuellar, Dr.
Presidente*

*Ing. Carlos Alberto Cadenas Giraldo, Mg.Sc.
Miembro*

*Ing. Deysi Rocío Guzmán Loayza, Mg.Sc.
Miembro*

*Ing. Martín Araujo Flores
Asesor*

*Sarath Vega Gutiérrez, PhD.
Co Asesor*

DEDICATORIA:

A mi familia por su apoyo incondicional. A los amigos que me acompañaron en este viaje.

A todos aquellos que pueden reconocer el potencial y la belleza de la interacción de los hongos con la madera.

AGRADECIMIENTO

No hay palabras para describir el agradecimiento a mis padres, Patricia y Javier, quienes han sido el pilar fundamental en mi vida y me han ayudado a convertirme en la persona que soy hoy en día.

Un agradecimiento especial a Sarath Vega y a Martin Araujo por su inmensa paciencia ante mi inconsistencia y mis prolongados periodos de paralización, por su voluntad a guiarme en este viaje del cual en un inicio había más dudas que certezas, por darme el laboratorio a disposición y el apoyo económico en la identificación de los hongos, por ser rigurosos, por exigirme calidad y por alentarme a culminar la investigación. Sin ustedes esto no hubiera sido posible.

A la doctora Magdalena Pavlich, quien desde el principio reconoció la belleza y el valor de la madera espalteada, mostrando su confianza en mí al abrirme las puertas de su laboratorio. Aunque esta tesis ha llevado más tiempo del previsto y el planteamiento inicial no dio los frutos esperados a pesar del arduo esfuerzo y dedicación, confío plenamente en que este trabajo está a la altura de sus expectativas.

A Pamela, Geysler, Alejandra, Diana F., Federico, Cesar, Fabiola, Melanie, Bruno, Arthur y Masao por su valiosa amistad.

A Kevin por su crucial apoyo en la colecta de hongos y luego en diversos momentos donde necesitaba de alguien que estuviera en la misma travesía llamada ejecución de tesis.

A Wilson, Álvaro y Diana S. por su apoyo en la fase de laboratorio para el inicio del experimento, así como en alguna de esas tediosas jornadas de pesaje y secado de los cubos.

A Fiorella, quien fue un ejemplo a seguir, quien me apoyo desde el inicio donde nada salió como se esperaba, quien me ayudo a centrarme cuando sentía la frustración que la colecta no estaba saliendo como esperaba, quien me insto a soñar, a cumplir mis ideales y a salir de mi zona de confort. El mismo agradecimiento a su familia, en especial a don lucho, un ejemplo de ser humano, no olvidare su alegría cuando le comenté que había terminado mi tesis; lo extrañare y recordare por siempre.

A todos ustedes, mi mayor reconocimiento y gratitud.

INDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
	2.1. Antecedentes	4
	2.2. Marco Teórico.....	5
	2.2.1. Descripción de las especies en estudio.....	5
	2.3. Pudrición	12
	2.3.1. Pudrición marrón.....	12
	2.3.2. Pudrición blanca	13
	2.3.3. Pudrición blanda.....	14
	2.4. Espalteado	15
	2.5. Formación de línea frontera	17
	2.6. Condiciones para el desarrollo de hongo	18
	2.6.1. Nutrientes	18
	2.6.2. Contenido de humedad.....	19
	2.6.3. Temperatura	20
	2.6.4. pH.....	20
III.	METODOLOGÍA.....	21
	3.1. Materiales y equipos	21
	3.2. Madera	23
	3.3. Lugar de ejecución.....	24
	3.4. Hongos utilizados	24
	3.4.1. Procedencia	24
	3.4.2. Colecta de hongos	25
	3.4.3. Trabajo en laboratorio	26
	3.4.4. Identificación.....	27
	3.5. Procedimiento	28
	3.6. Evaluación de cobertura espalteada.....	30

3.7. Análisis estadístico	34
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
4.1. Valor base de procesamiento	37
4.2. Cambio de coloración por basidiomicetos	39
4.2.1. Coloración externa	39
4.2.2. Coloración interna	47
4.3. Cambios de coloración por ascomicetos	47
4.3.1. Coloración externa	47
4.3.2. Coloración interna	52
4.4. Pérdida de peso	56
4.4.1. Evaluación de basidiomicetos	56
4.2.1. Evaluación de ascomicetos	58
V. CONCLUSIONES	61
VI. RECOMENDACIONES	62
VII. BIBLIOGRAFÍA	63
VIII. ANEXOS	71

INDICE DE TABLAS

Tabla 1: Características tecnológicas de la madera de <i>Simarouba amara</i>	8
Tabla 2: Características tecnológicas de la madera de <i>Guazuma crinita</i>	11
Tabla 3: Información de los árboles de <i>Simarouba amara</i>	23
Tabla 4: Información de los árboles de <i>Guazuma crinita</i>	24
Tabla 5: Composición de 1 litro de medio de cultivo PDA y Malta agar	26
Tabla 6: Distribución de las probetas de ensayo	35
Tabla 7: Análisis de varianza (ANOVA) de los valores de procesamiento de imagen en la prueba control	37
Tabla 8: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de <i>Guazuma crinita</i> usando basidiomicetos	40
Tabla 9: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de <i>Simarouba amara</i> usando basidiomicetos	40
Tabla 10: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de <i>Guazuma crinita</i> usando ascomicetos	48
Tabla 11: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de <i>Simarouba amara</i> usando ascomicetos	48
Tabla 12: Análisis de varianza (ANOVA) de la coloración externa de los ascomicetos	50
Tabla 13: Análisis de varianza (ANOVA) de la coloración interna de <i>Simarouba amara</i> inoculada con ascomicetos	53
Tabla 14: Prueba Tukey del factor hongo en coloración de <i>Simarouba amara</i> inoculada con ascomicetos.....	53
Tabla 15: Análisis de varianza (ANOVA) de la coloración interna de <i>Guazuma crinita</i> inoculada con ascomicetos	54
Tabla 16: Prueba Tukey del factor hongo en pigmentación de <i>Guazuma crinita</i> inoculada con los ascomicetos	55
Tabla 17: Análisis de varianza (ANOVA) de la pérdida de peso con los basidiomicetos ..	57
Tabla 18: Análisis de varianza (ANOVA) de la pérdida de peso con los ascomicetos.....	58

INDICE DE FIGURAS

Figura 1: Modelo de pared celular.....	13
Figura 2: Madera colectada con presencia de líneas fronteras naranjas/rojizas y negras....	17
Figura 3: Líneas fronteras vistas al microscopio.....	18
Figura 4: Trozo de madera con presencia de línea frontera doble.....	18
Figura 5: Mapa de ubicación de muestras colectadas.....	25
Figura 6: Procedimiento de selección de especies para la evaluación.	27
Figura 7: Montaje de los frascos para la prueba.....	28
Figura 8: Disposición de los cubos e inóculos.	29
Figura 9: Disposición de los frascos en la incubadora	29
Figura 10: Cubos removidos luego de la prueba donde se observa la necesidad de limpiar el micelio y vermiculita.....	30
Figura 11: Probeta control de <i>Guazuma crinita</i> y su imagen procesada.....	33
Figura 12: Probeta control de <i>Simarouba amara</i> y su imagen procesada.....	34
Figura 13: Grafica del área coloreada natural en el periodo usado para la incubación en las probetas de <i>Guazuma crinita</i> y <i>Simarouba amara</i>	38
Figura 14: Imagen escaneada de la parte externa de una probeta control de <i>Guazuma crinita</i>	39
Figura 15: Imagen escaneada de la parte externa de una probeta control de <i>Simarouba amara</i>	39
Figura 16: Diagrama de cajas del área externa coloreada por basidiomiceto inoculado en <i>Guazuma crinita</i> y <i>Simarouba amara</i>	42
Figura 17: Probeta de la duodécima semana inoculado con el hongo <i>Stereum sanguinolentum</i>	42
Figura 18: Probeta de la duodécima semana inoculado con los hongos <i>Polyporus tricholoma</i>	43
Figura 19: Probeta de la duodécima semana inoculado con el hongo <i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>	43
Figura 20: Coloración externa causada en el tiempo por los hongos basidiomicetos evaluados	44
Figura 21: Diagrama de cajas del área externa coloreada en <i>Guazuma crinita</i> y <i>Simarouba amara</i> causada por los hongos basidiomicetos	46

Figura 22: Probeta inoculado de <i>Simarouba amara</i> de la decimocuarta semana.....	49
Figura 23: Probeta inoculado de <i>Guazuma crinita</i> de la decimocuarta semana.....	49
Figura 24: Probeta de <i>Guazuma crinita</i> escaneado de la cuarta semana inoculado con el hongo <i>Xylaria tuberoides</i>	50
Figura 25: Coloración externa causada en el tiempo por los hongos ascomicetos evaluados	51
Figura 26: Diagrama de cajas del área interna coloreada de la decimocuarta semana de inoculación en <i>Simarouba amara</i>	53
Figura 27: Parte interna de una probeta de <i>Simarouba amara</i> de la decimocuarta semana..	54
Figura 28: Diagrama de cajas del área interna coloreada de la decimocuarta semana de inoculación en <i>Guazuma crinita</i>	55
Figura 29: Ligero blanqueamiento de <i>Guazuma crinita</i> de la decimocuarta semana inoculado con <i>Xylaria apiculata</i>	56
Figura 30: Parte interna de una probeta de <i>Guazuma crinita</i> de la decimocuarta semana inoculado con <i>Xylaria tuberoides</i>	56
Figura 31: Pérdida de peso por acción de los hongos basidiomicetos evaluados.....	57
Figura 32: Diagrama de cajas de la pérdida de peso por acción de los basidiomicetos	58
Figura 33: Pérdida de peso en <i>Guazuma crinita</i> por acción de los ascomicetos.....	59

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Coordinadas de las muestras colectadas	71
Anexo 2: Secuenciación de <i>Polyporus tricholoma</i>	72
Anexo 3: Secuenciación de <i>Stereum sanguinolentum</i>	76
Anexo 4: Secuenciación de <i>Xylaria apiculata</i>	80
Anexo 5: Secuenciación de <i>Xylaria tuberoides</i>	82
Anexo 6: Descripción de <i>Xylaria tuberoides</i>	86
Anexo 7: Descripción de <i>Xylaria apiculata</i>	87
Anexo 8: Descripción de <i>Polyporus tricholoma</i>	88
Anexo 9: Descripción de <i>Stereum sanguinolentum</i>	89
Anexo 10: Pigmentación de <i>Stereum sanguinolentum</i> en <i>Guazuma crinita</i>	90
Anexo 11: Pigmentación de <i>Polyporus tricholoma</i> en <i>Guazuma crinita</i>	91
Anexo 12: Pigmentación de <i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i> en <i>Guazuma crinita</i>	92
Anexo 13: Pigmentación de <i>Xylaria apiculata</i> en <i>Guazuma crinita</i>	93
Anexo 14: Pigmentación de <i>Xylaria tuberoides</i> en <i>Guazuma crinita</i>	94
Anexo 15: Pigmentación de <i>Stereum sanguinolentum</i> en <i>Simarouba amara</i>	96
Anexo 16: Pigmentación de <i>Polyporus tricholoma</i> en <i>Simarouba amara</i>	97
Anexo 17: Pigmentación de <i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i> en <i>Simarouba amara</i>	98
Anexo 18: Pigmentación de <i>Xylaria apiculata</i> en <i>Simarouba amara</i>	99
Anexo 19: Pigmentación de <i>Xylaria tuberoides</i> en <i>Simarouba amara</i>	100
Anexo 20: Pigmentación prueba control en <i>Simarouba amara</i>	101
Anexo 21: Pérdida de peso de <i>Guazuma crinita</i> inoculado con <i>Stereum sanguinolentum</i>	102
Anexo 22: Pérdida de peso de <i>Guazuma crinita</i> inoculado con <i>Polyporus tricholoma</i>	103
Anexo 23: Pérdida de peso de <i>Guazuma crinita</i> inoculado con <i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>	104
Anexo 24: Pérdida de peso de <i>Guazuma crinita</i> inoculado con <i>Xylaria apiculata</i>	105
Anexo 25: Pérdida de peso de <i>Guazuma crinita</i> inoculado con <i>Xylaria tuberoides</i>	106
Anexo 26: Pérdida de peso de <i>Simarouba amara</i> inoculado con <i>Stereum sanguinolentum</i>	107
Anexo 27: Pérdida de peso de <i>Simarouba amara</i> inoculado con <i>Polyporus tricholoma</i> ..	108

Anexo 28: Pérdida de peso de <i>Simarouba amara</i> inoculado con <i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>	109
Anexo 29: Pérdida de peso de <i>Simarouba amara</i> inoculado con <i>Xylaria apiculata</i>	110
Anexo 30: Pérdida de peso de <i>Simarouba amara</i> inoculado con <i>Xylaria tuberoidea</i>	111

RESUMEN

El objetivo de la investigación fue evaluar la aptitud de cuatro hongos de pudrición para la producción de madera espalteada inoculados en *Simarouba amara* (Marupa) y *Guazuma crinita* (Bolaina blanca). Los hongos fueron colectados en el fundo Génova del IRD – Selva de la Universidad Nacional Agraria La Molina y basado en una prueba visual se seleccionó: *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*, de pudrición blanca; y *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoidea*, de pudrición blanda. Para los experimentos se dispuso tres cubos de madera en frascos de vidrio con 15 g de vermiculita y 50 mL de agua destilada, los cuales fueron inoculados con cada uno de los hongos, así como con la combinación de los dos hongos de pudrición blanca; evaluando su actividad cada dos semanas durante 12 semanas para los hongos de pudrición blanca y durante 14 para los hongos de pudrición blanda. Los cubos limpios y secos fueron escaneados a una resolución de 1200 DPI, y procesados con el programa de procesamiento digital de imágenes ImageJ para separar y cuantificar el cambio en la coloración a causa de los hongos. Para el análisis estadístico se realizó el análisis de varianza (ANOVA) seguido por una prueba Tukey, con un nivel de significancia del 5%. Se encontró que *Xylaria tuberoidea* presentó el mayor potencial en su uso para generar madera espalteada debido a que este produce blanqueamiento, pigmentación y líneas fronteras. Con *Xylaria tuberoidea* en Marupa, el espalteo externo fue del 26.69% y el interno del 5.34%, mientras que, en Bolaina blanca, el espalteo externo fue del 38.78% y el interno del 12.06%. Además, se observó una tendencia creciente en la coloración con el tiempo de incubación de los hongos, una mayor coloración cuando se combinó la acción de los hongos de pudrición blanca y una baja pérdida de peso.

Palabras claves: *madera espalteada, pudrición, pigmentación, líneas fronteras*

ABSTRACT

The objective of this research was to evaluate the aptitude of four decay fungi for the production of spalted wood when inoculated in *Simarouba amara* (Marupa) and *Guazuma crinita* (Bolaina blanca). The fungi were collected at fundo Génova del IRD – Selva of the Universidad Nacional Agraria La Molina, and based on a visual test, *Stereum sanguinolentum* and *Polyporus tricholoma* were selected for white rot, while *Xylaria apiculata* and *Xylaria tuberoides* were chosen for soft rot. For the experiments, three wood cubes were placed in glass jars with 15 g of vermiculite and 50 mL of distilled water, the jars were inoculated with each one of the fungi, as well as with the combination of the two white rot fungi. Their activity was evaluated every two weeks for 12 weeks for the white rot fungi and 14 weeks for the soft rot fungi. Clean and dry cubes were scanned at a resolution of 1200 DPI and processed using the ImageJ digital image processing program to separate and quantify the color change caused by the fungi. Statistical analysis was performed using analysis of variance (ANOVA) followed by a Tukey test, with a significance level of 5%. It was found that *Xylaria tuberoides* showed the highest potential for generating spalted wood, as it caused bleaching, pigmentation, and zone lines. With *Xylaria tuberoides* in Marupa, the external spalting was 26.69% and internal spalting was 5.34%, while in Bolaina blanca, the external spalting was 38.78% and internal spalting was 12.06%. Additionally, there was a growing trend in coloration with increasing incubation time of the fungi, greater coloration when the action of the white rot fungi was combined, and low weight loss.

Keywords: *spalted wood, decay, pigmentation, zone lines*

I. INTRODUCCIÓN

Existe una focalización de mercado sobre la disponibilidad de los recursos forestales, lo cual se refleja en que de solo un dos por ciento de 550 especies estudiadas son aprovechadas dentro de la región de Ucayali (Ramírez, 2012). De 195 especies que son usadas en la industria, tan solo 14 representan el 87 por ciento de la producción nacional (Evaristo, 2018). Debido a esta presión en un número reducido de especies es necesario la investigación en especies no estudiadas, así como incentivar el uso de especies que hayan demostrado ser aptas para su industrialización bajo esquemas de plantaciones forestales. La madera para uso no estructural debe de tener propiedades físico mecánicas deseables; esto quiere decir, que deben ser ligeras, flexibles, modelable y es el componente estético como el vetado y las distintas texturas lo que le proporciona una belleza natural (Ministerio de Comercio Exterior y Turismo, 2013) a lo que si se añade el color natural, se repercute en su valor en el mercado. La necesidad de generar un valor agregado a la madera para este tipo de usos se puede alcanzar con el espalteado, principalmente con el tipo de líneas fronteras, la cual según Patricia Vega Gutierrez y Robinson (2020) es la más valorada dentro de los distintos tipos de espalteado.

En el hemisferio norte, principalmente Estados Unidos de América, se han sentado las bases científicas de una técnica llamada espalteado (*spalting*), técnica de la cual se tienen registros de su uso en marquetería y en intarsia en Italia y Alemania entre los años 1400 a 1600 (Robinson *et al.* 2016, como se citó en Patricia Vega Gutierrez y Robinson, 2017). El espalteado es la modificación de la apariencia de la madera con el uso de hongos descomponedores que causan variación en la coloración natural de esta (Robinson, Richter, *et al.* 2007). Mediante el empleo de esta técnica se logra incorporar marcas características como colores y patrones de diseños únicos en la madera (Robinson *et al.* 2007) en productos de uso no estructural como paneles, muebles y artesanías; destacándose en artículos decorativos de uso en cocina y mesa, y artículos de mesa decorados. Estudios sobre el valor económico realizados por Donovan y Nicholls (2003) muestran que las piezas de artesanías con líneas fronteras logran tener preferencia por consumidores, llegando a pagar

un precio “Premium” debido a las características únicas que presentan. Por ello, el valor de las maderas espalteadas ha llevado a un esfuerzo en utilizar este proceso en maderas de bajo costo (Robinson *et al.* 2011b).

Un indicio de la preferencia por este tipo de piezas es que Patricia Vega Gutierrez y Robinson (2019) mencionan que los torneros estadounidenses usan piezas de madera espalteada por considerarlas bellas, incluso sabiendo la posibilidad de que “explote” (incremento del estrés de los componentes anatómicos de la madera) cuando esta es torneada. Esto pone en evidencia el potencial del espalteado y la necesidad de conocimiento sobre las condiciones requeridas para el espalteado. Estas condiciones, así como la capacidad espalteadora de los hongos usados y la facilidad de la madera a ser espalteada nos permite obtener el beneficio estético sin sacrificar la trabajabilidad de la madera que es usualmente perdida cuando las piezas de madera espalteada son colectadas en el bosque (Qin *et al.* 2011). Además, al aplicar esta técnica en un ambiente controlado lograría incrementar el volumen utilizable de la madera, comparado con el bajo volumen trabajable que se encuentra de forma natural (Robinson *et al.* 2012). Ejemplo de eso, es la existencia de una patente española para producir de manera acelerada madera espalteada, donde se resalta la alta valoración que esta tiene en artesanía y ebanistería, aunque su uso sea limitado a objetos de dimensiones pequeñas debido a que el proceso de formación de madera espalteada es lento y natural, condicionado por el tamaño inicial de la pieza, el crecimiento del hongo, el espacio ocupado por el agua y el aire en la madera, la temperatura y la integridad final de la pieza (Bernardez, 2017). El uso de la técnica de espalteado puede abrir posibilidades de mercado enfocados en la estética de la madera, ya que este tipo de productos tienen un mercado constituido en países desarrollados. Otro beneficio potencial es que la investigación del espalteado conlleva a incrementar el conocimiento sobre especies de hongos, dándole valor a hongos que no son aprovechados económicamente o agregándole posibilidades a otros que ya sean usados, ejemplo de ello es el posible uso de los pigmentos de hongos espalteadores como *Chlorociboria aeruginosa* (Oeder) Seaver, *Scytalidium cuboideum* (Sacc. & Ellis) Sigler & Kang y *Scytalidium ganodermophthorum* Kang, Sigler, Lee & Yun en la elaboración de tintes textiles (Weber *et al.* 2014).

Existe casi nula información publicada referente a madera espalteada en Perú. Lo más relevante fue mencionado por Sarath Vega Gutiérrez y Robinson (2015) usando especies de

poco valor comercial en el cual se tuvieron resultados favorables en maderas claras presentes en el territorio peruano. Maderas como *Simarouba amara* (Marupa) y *Guazuma crinita* (Bolaina blanca) debido a sus aptitudes para mueblería y carpintería; haciendo hincapié en su buena a moderada trabajabilidad de ambas, compartiendo también una resistencia moderada al ataque de hongos (Aróstegui, 1974; Confederación Peruana de la Madera, 2008; Del Castillo y Espiritu, 2015; González y Ames de Icochea, 1981; Junta del Acuerdo de Cartagena, 1981; Rincón y Sibille, 2006) serian beneficiadas con el uso de esta técnica.

Por lo expuesto, el objetivo de esta investigación es la inoculación de *S. amara* (Marupa) y *G. crinita* (Bolaina blanca), ambas maderas claras y de bajo costo, con cuatro hongos de pudrición para evaluar la aptitud de producción de madera espalteada. Este experimento puede servir como base para poder impulsar mayores estudios en el Perú sobre maderas de uso potencial para espalteado, así como de hongos que la generan, y lograr el interés de artesanos y consumidores peruanos. Se plantearon los siguientes objetivos específicos:

- Comprobar la generación de madera espalteada por la acción de cuatro hongos de pudrición en las maderas *Simarouba amara* (Marupa) y *Guazuma crinita* (Bolaina blanca) y determinar el hongo que presente mayor aptitud.
- Determinar si la combinación de dos hongos basidiomicetos produce un mayor cambio en la coloración natural de la madera comparado con su acción aislada.
- Determinar cuál de las especies usadas es más susceptible a la formación de madera espalteada.
- Determinar la pérdida de peso causada por los hongos al final de la prueba.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

El primer uso documentado de madera espalteada la da Blanchette *et al.* (1992), luego de analizar madera de coloración azul-verde usada en intarsia que data del renacimiento italiano del siglo 15 la cual era madera de *Populus sp.* que había sido coloreada por el hongo *Chlorociboria sp.* Luego de esto, se tiene poco conocimiento del uso de madera espalteada hasta que Mark Lindquist en 1977 publica el uso de esta en torneado de madera, y a partir de esa publicación y las siguientes se logró popularizar su empleo en arte y artesanías (Robinson, 2012).

En la búsqueda de crear un procedimiento para poder replicar madera espalteada en condiciones de laboratorio, (Robinson *et al.* 2007) realizan una metodología estudiando *Acer saccharum* Marsh inoculado con 21 combinaciones de hongos. Posteriormente Robinson *et al.* (2012) modifican la norma E10 de la American Wood Protection Association (AWPA), usada para evaluar la resistencia de materiales a base de madera a la acción de basidiomicetos, para ser usada en pruebas de espalteado reemplazando el uso de tierra como medio de cultivo por vermiculita debido a que disminuye en gran medida la pérdida de peso, además de que esta no interfiere con la pigmentación del hongo en comparación a otros medios como la tierra.

Sobre la madera espalteada, Robinson *et al.* (2011a) afirman que en teoría cualquier tipo de hongo de pudrición blanca es capaz de generar líneas fronteras siempre que sea bien emparejado. Estas líneas ya han sido descritas en hongos de pudrición blanca, Martínez, 1952, como se citó en González y Ames de Icochea (1981) indica que la madera afectada por *Polyporus versicolor* L. ex Fr. “algunas veces presenta paredes de color canela llamada líneas de pudrición”. Los mismos autores en el caso del *Ganoderma applanatum* (Pers.) Pat.

citan a Scheffer y Duncan (1947) que mencionan que “el límite externo del avance del hongo en la madera es marcado por bandas angostas de color negro”.

Los pasos por seguir para la investigación sobre el espalteado sugeridos por Robinson *et al.* (2011a) considera que primero se debe conocer si el hongo produce espalteado en la madera bajo condiciones de laboratorio y el tiempo de incubación necesario para el espalteado interno y externo, y finalmente modificar las condiciones de crecimiento para buscar reducir los tiempos de su producción.

Sobre el desarrollo del espalteado en el Perú, Sarath Vega Gutiérrez y Robinson (2015) obtuvieron resultados significativos en *Simarouba amara* (Marupa), *Brosimum alicastrum* (Congona) y *Matisia cordata* (Sapote) usando los hongos *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) E.W. Mason, *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl. y *Cladosporium herbarum* (Pers.) Link; sin producción de espalteado en maderas con un duramen más oscuro, sin embargo, se debe resaltar que el tiempo de evaluación fue solo de 6 semanas e indican que se deberían hacer más estudios para saber si un mayor tiempo de incubación produciría un incremento en la pigmentación causada.

2.2. Marco Teórico

2.2.1. Descripción de las especies en estudio

2.2.1.1. *Simarouba amara* Aubl.

A. Distribución geográfica

Reynel *et al.* (2003) señalan que la Marupa se distribuye en la región amazónica, principalmente debajo de los 700 msnm. Agrega que se le observa en ámbitos con pluviosidad elevada y constante; tiene tendencia esciófita y está presente en bosques secundarios tardíos y bosques primarios, en suelos arcillosos y ácidos, usualmente fértiles, bien drenados y con baja pedregosidad. Mostacero *et al.* citado por Amasifuen (2017) agregan que esta especie se encuentra en formaciones de bosque muy húmedo premontano

(bmh-PM) en transición a bosque húmedo tropical (bh-T) y generalmente asociada con las especies: *Jacaranda spp.*, *Sclerolobium spp.*, *Laetia spp.*, *Guatteria spp.*

B. Descripción

Reynel *et al.* (2003) describen que los árboles presentan un diámetro entre los 50 y 100 cm y una altura total entre los 25-35 m, con fuste cilíndrico y con ramificación desde el segundo tercio, la base del fuste recto y con raíces redondas. La corteza externa es lisa a agrietada, color marrón claro a gris, el ritidoma suberoso, en placas irregulares. La corteza interna es arenosa de color amarillo blanquecino y de sabor amargo. las hojas son compuestas imparipinnadas, alternas, dispuestas en espiral, de 30 a 40 cm de longitud, el peciolo de 6 – 10 cm de longitud, los folíolos de 4-10 cm de longitud y 2-2.5 cm de ancho, de forma oblonga, de borde entero y nervación pinnada, el ápice a menudo es emarginada, las hojas glabras y rígidas. La especie es dioica; inflorescencias en panículas terminales multifloras, de unos 15-35 cm de longitud y 12-20 cm de diámetro. Flores pequeñas, unisexuales, de unos 6-9 mm de longitud, con cáliz y corola presentes, el cáliz diminuto, con los lóbulos vagamente definidos, la corola con pétalos libres, oblongos, blancos, las flores masculinas con 10 estambres de 2-4 mm de longitud, las flores femeninas con unos 10 estaminodios diminutos, el pistilo de 3-4 mm de longitud, el ovario súpero, pentacarpelar, el estilo corto, el estigma lobulado. Frutos mayormente una, raramente dos drupas agregadas en cada fruto, cada drupa oblongoide a elipsoide, color rojo oscuro a negro, de 1.5-2 cm de longitud y 1-1.5 cm de diámetro, la superficie lisa y glabra, la semilla única.

C. Descripción de la madera

El duramen recién cortado es de color crema, frecuentemente con un tinte amarillo o verdusco; cuando se seca se vuelve blancuzco o blanco amarillento. No hay diferenciación entre albura y duramen. Anillos de crecimiento ligeramente diferenciados, visibles a simple vista demarcados por bandas oscuras y claras de forma regular, ligeramente excéntricos. De textura media y homogénea, grano generalmente recto, brillo medio-alto. Veteado suave, jaspeado. Sabor amargo (Acevedo y Kikata, 1994; Aróstegui, 1974).

D. Características anatómicas

Poros visibles a simple vista, solitarios, redondeados y múltiples radiales de 2 a 4, con platinas de perforación horizontal y simple, punteado intervascular alterno, aberturas de punteaduras incluidas de forma elíptica y la mayoría coalescentes, y punteado radiovascular similar al intervascular. El parénquima es visible con lupa 10x, tipo paratraqueal vasicentrico y aliforme confluyente, no estratificado, presenta células cristalíferas septadas. Los radios visibles a simple vista, homogéneos y heterogéneos tipo II, estratificados. Las fibras son fusiformes y no estratificadas, con punteaduras aeroladas (Acevedo y Kikata, 1994; Aróstegui, 1974; Junta del Acuerdo de Cartagena, 1981).

E. Características físico-mecánicas

La madera de *Simarouba amara* presenta los siguientes valores en cuanto a sus propiedades físico-mecánicas

Tabla 1: Características tecnológicas de la madera de *Simarouba amara*

Propiedades físicas	
Densidad básica	0.39 g/cm ³
Contracción tangencial	6.1 %
Contracción radial	2.7 %
Relación T/R	2.26
Propiedades mecánicas al 13.93 % de CH	
Flexión Estática	
Esfuerzo al límite proporcional (ELP)	253.5 kg/cm ²
Módulo de ruptura (MOR)	506.8 kg/cm ²
Módulo de elasticidad (MOE)	102.75 t/cm ²
Compresión Paralela	
Esfuerzo al Límite Proporcional (ELP)	171.1 kg/cm ²
Resistencia Máxima (RM)	315.8 kg/cm ²
Módulo de Elasticidad (MOE)	119.55 t/cm ²
Compresión Perpendicular	
Esfuerzo al Límite Proporcional (ELP)	39.81 kg/cm ²
Dureza	
Extremos	322.33 kg/cm ²
Lados	215.26 kg/cm ²
Cizallamiento	47.38 kg/cm ²
Clivaje	34.29 kg/cm
Tensión perpendicular	25.03 kg/cm ²
Tenacidad	0.71 kg-m

Fuente: (A. Aróstegui & Sato, 1970)

F. Durabilidad

Aróstegui (1974) menciona que la madera de Marupa es moderadamente durable cuando es atacada por hongos de pudrición blanca, durable en cuanto a la pudrición marrón y susceptible a la pudrición por mancha azul. González y Ames de Icochea (1981) señalan que la madera de Marupa no es resistente tras ser sometidos a cinco hongos xilófagos: *Pignoporus sanguineus*, *Pignoporus versicolor*, *Armillaria mellea*, *Lanzases trabea* y

Ganoderma applanatum. Ramos *et al.* (2016) la clasifica como no durable, basándose en la Norma Técnica ANSI / ASTM D 2017-90.

2.2.1.2. *Guazuma crinita* Mart.

A. Distribución

Según Reynel *et al.* (2003) es una especie que abunda en la Amazonía peruana, se extiende en el neotrópico desde Centroamérica hasta el sur de Brasil y Bolivia, mayormente hasta los 1500 msnm. Es una especie heliófita abundante en la cercanía a caminos y zonas con alteración antropogénica, presente en ámbitos de elevada y constante pluviosidad, pero también en zonas con estación seca marcada, presente en suelos limosos a arenosos, muchas veces de escasa fertilidad, a veces pedregosos, pero con buen drenaje porque no tolera el anegamiento.

B. Descripción

Reynel *et al.* (2003) describen que los árboles tienen una corteza externa lisa a finamente agrietada, de color marrón claro grisáceo. La corteza interna es fibrosa y conformada por un tejido finamente reticulado, presenta color amarillo claro que se oxida rápidamente a marrón, se caracteriza por desprenderse en tiras al ser jalada. Las hojas son simples, alternas y dísticas de 10 a 18 cm de longitud y entre 5 a 7 cm de ancho, con pecíolo de 1.5 a 2 cm de longitud, pulvinulado y láminas ovadas, frecuentemente asimétricas, aserradas, la nervación palmeada, los nervios secundarios prominulos en haz y envés, el ápice agudo y acuminado, la base cordada, hojas cubiertas de pubescencia de pelos estrellados y escamosos sobre todo por el envés. Las flores de 8-12 mm de longitud, hermafroditas, con cáliz y corola presentes, los pedicelos de 4-8 mm de longitud, el cáliz de 2-3 mm de longitud, la corola de 6-12 mm de longitud, de color rosado, con cinco pétalos, cada uno de ellos en forma de cuchara y con dos largos apéndices en el extremo, el androceo formado por cinco columnas estaminales que portan en su extremo numerosas anteras, el gineceo con ovario súpero, ovoide, pequeño. Los frutos son cápsulas globosas de unos 4-8 mm de diámetro con la superficie densamente cubierta de pelos largos, de unos 3-4 cm de longitud.

C. Descripción de la madera

Acevedo y Kikata (1994) mencionan que la madera seca es de color blanco cremoso. No presenta diferencia entre albura y duramen. Presenta anillos de crecimiento diferenciados por bandas oscuras de forma regular. De textura media, grano recto, brillo medio. Veteado de arcos superpuestos ligeramente definidos y jaspeados.

D. Características anatómicas

Poros visibles a simple vista, ovalados y múltiples radiales de 2 a 4, con platinas de perforación muy inclinadas y simple, punteado intervascular alterno con puntuaciones redondas, abertura inclusa, y puenteado radiovascular similar al intervascular. El parénquima es ligeramente visible con lupa 10x, tipo apotraqueal difuso en agregado y paratraqueal vasicentrico, no estratificado, presenta células cristalíferas septadas. Los radios visibles a simple vista, heterogéneos tipo III, multiseriados, no estratificados. Las fibras son libriformes y no estratificadas (Acevedo y Kikata, 1994).

E. Características físico-mecánicas

La madera de *Guazuma crinita* presenta los siguientes valores en cuanto a sus propiedades físico-mecánicas

Tabla 2: Características tecnológicas de la madera de *Guazuma crinita*

Propiedades físicas	
Densidad básica	0.41 g/cm ³
Contracción tangencial	5.5 %
Contracción radial	3.5 %
Relación T/R	1.57
Propiedades mecánicas al 13.00 % de CH	
Flexión Estática	
Esfuerzo al límite proporcional (ELP)	318.3 kg/cm ²
Módulo de ruptura (MOR)	507.8 kg/cm ²
Módulo de elasticidad (MOE)	97.86 t/cm ²
Compresión Paralela	
Esfuerzo al Límite Proporcional (ELP)	270.6 kg/cm ²
Resistencia Máxima (RM)	375.7 kg/cm ²
Módulo de Elasticidad (MOE)	121.81 t/cm ²
Compresión Perpendicular	
Esfuerzo al Límite Proporcional (ELP)	50.91 kg/cm ²
Dureza	
Extremos	440.14 kg/cm ²
Lados	303.43 kg/cm ²
Cizallamiento	50.59 kg/cm ²
Clivaje	41.0 kg/cm
Tensión perpendicular	33.14 kg/cm ²
Tenacidad	0.98 kg-m

Fuente: (A. Aróstegui & Sato, 1970)

F. Durabilidad

Yalle (1999) clasifica la madera de Bolaina blanca como moderadamente resistente al ataque de hongos, luego de ser evaluado al ataque de cuatro hongos xilófagos: *Polyporus arcularies*, *Trametes palustris*, *Schizophyllum commune* y *Gloeophyllum trabeum*.

2.3. Pudrición

La pudrición es clasificada en tres tipos, los cuales difieren en base al ataque enzimático que se realiza sobre la madera. Estos tipos son:

2.3.1. Pudrición marrón

Llamada también pudrición café, donde los hongos degradan los componentes celulósicos de la madera a través de la hidrólisis enzimática, lo que resulta en el desmenuzamiento y resquebrajamiento de la madera en sentido transversal a la fibra y se torne de color marrón-café, con este tipo de pudrición la pérdida de peso implica una alta disminución de sus propiedades físico-mecánicas (Berrocal, 2007). En este tipo de pudrición se emplean peroxidases generales no ligninolíticas con bajo potencial redox (Lundell *et al.* 2014). Se emplea un mecanismo oxidativo donde se expresan las peroxidases para la reacción de Fenton lo que modifica la lignina, abriendo la pared celular y el xilema, y luego, un mecanismo hidrolítico donde se expresan las enzimas activas en carbohidratos que hidrolizan la celulosa y la hemicelulosa (Mena-Morales *et al.* 2022). Este tipo de hongos presentan altos niveles de ácido oxálico y otros ácidos policarboxílicos que son quelantes y agentes reductores (Singh y Singh, 2016). La pudrición marrón afecta la capa S₂, dejando la capa S₃ y la lámina media aparentemente inalterada (Highley y Murmanis, 1987), ver figura 1. La degradación de la pared celular no ocurre en la zona inmediata a la ubicación de unas estructuras membranosas extracelulares de las hifas denominadas vaina hifal o en la periferia del lumen (Green *et al.* 1989); sino que para poder degradar la capa S₂ rica en celulosa, primero las enzimas deberán extenderse profundamente a través de la capa S₃, por lo que zonas ricas en lignina parecieran retrasar la difusión de las enzimas en la pared celular (Schwarze, 2007). Este tipo de pudrición está principalmente asociado a gimnospermas, sólo representa un 6% del total de hongos de pudrición en Norteamérica, principalmente pertenecientes a los *Polyporaceae* (Gilbertson, 1980).

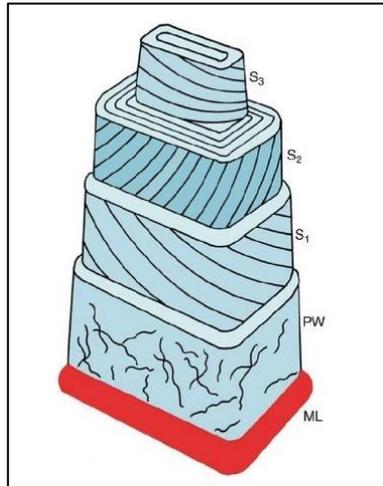


Figura 1: Modelo de pared celular. (ML) lamina media, (PW) pared primaria, (S) son las tres capas de la pared secundaria: (S₁) exterior, (S₂) media, (S₃) interior. Fuente: (Schwarze, 2004)

2.3.2. Pudrición blanca

En este tipo de pudrición, el hongo degrada la lignina antes o al mismo tiempo que remueve la celulosa de la madera (Luley, 2006). Los efectos causados son menos severos que la pudrición marrón y la pérdida de peso es menor (Worrall *et al.* 1997). Esto se realiza mediante sistemas enzimáticos oxidativos que van a nivel intracelular por el citocromo P450, así como la intervención de un grupo de hemoproteínas extracelulares denominadas como peroxidadas en las que se encuentran la lignina peroxidasa (LiP_s) y manganeso peroxidasa (MnP), un grupo de enzimas productoras de H₂O₂, un grupo de oxidasas (lacasas), alcohol veratrílico, manganeso y ácidos orgánicos como oxálico o malónico (Cerniglia, 1997; Quintero, 2011; Vasiliadou *et al.* 2019). Al ser la lignina un componente de color marrón o de color oscuro, su degradación en la madera provoca una coloración blanco-pálida o decolorado. El resultado de este tipo de pudrición deja a la madera en un estado esponjoso que presenta depresiones blancas o franjas separadas por áreas pequeñas de madera firme (Orellana, 2014). Este tipo de pudrición se les atribuye a basidiomicetos y algunos ascomicetos (Schwarze, 2007). Se pueden observar dos tipos:

Deslignificación selectiva es cuando la lignina es degradada antes que la celulosa y la hemicelulosa, dejándolas casi inalteradas, al menos en las etapas iniciales de la pudrición. Las hifas pueden crecer en el lumen y la lignina de las células adyacentes es descompuesta,

en otros casos, las hifas penetran en la pared deslignificando inicialmente la lámina media (Schwarze, 2004). Las células del parénquima frecuentemente son preferidas por los hongos que causan deslignificación selectiva (Schwarze, 2007). En algunos casos se observan pequeñas regiones más claras debido a las altas concentraciones de celulosa remanente luego de la remoción de la lignina (Blanchette, 1980).

Pudrición simultánea, en la cual la descomposición se realiza en las zonas cercanas a las hifas lo que resulta en la erosión de la pared celular por donde crecen. Las enzimas secretadas por el hongo descomponen la celulosa, hemicelulosa y lignina en casi igual medida. Esto termina por adelgazar la pared celular desde el lumen hacia el exterior (Liese, 1970).

2.3.3. Pudrición blanda

Los hongos de pudrición blanda realizan un ataque similar al usado por los causantes de pudrición marrón degradando preferentemente la celulosa, pero esta resulta en una lenta y poca pérdida de las propiedades (Luley, 2006; Morris *et al.* 2021). Algunas de las enzimas observadas son exo-1,4- β -glucanasas; endo-1,4- β -glucanasas; 1,4- β glucanasas y 1,4- β -glucosidasas (Zabel y Morrell, 1992). Químicamente es parecida a la pudrición marrón ya que se descompone la celulosa y hemicelulosa dejando la lignina ligeramente alterada, otra característica común es la desmetilación de los grupos metoxilo; la diferencia a los otros tipos de pudrición es la forma en como esta se desarrolla (Schwarze, 2004). Se denomina pudrición blanda por la textura esponjosa en la superficie de la madera y es atribuida principalmente a deuteromicetos y ascomicetos. Algunos hongos de los generos *Daldinia*, *Hypoxylon*, *Kretzschmaria* y *Xylaria* eran considerados de pudrición blanca pero luego diversos estudios demostraron que su forma de pudrición era más apropiada a uno de los dos tipos de pudrición blanda que ocurre (Schwarze, 2007). Esta se divide en 2 tipos:

En el tipo 1 se forman cavidades dentro de la capa S₂ por una fina hifa que penetra, formada desde las hifas localizadas en el lumen. La hifa crece a través de la capa S₃ hasta la capa S₂, en la cual se ramifica o crece dentro de la pared celular siguiendo la orientación de las microfibras. Las hifas ramificadas se expanden por un corto periodo y cesan su crecimiento apical. Se forma una cavidad dentro de la pared secundaria alrededor de la hifa que crece en diámetro mientras la cavidad se agranda. Luego se reanuda el crecimiento apical formando

una hifa en forma de una aguja. Este proceso se repite lo que lleva a la formación de cadenas en espiral de cavidades en la pared celular orientadas al ángulo de las microfibras (Hale y Eaton, 1985a, 1985b).

El tipo 2 es cuando la hifa que crece en el lumen genera la erosión en la pared celular en forma de hendiduras, también se forman cavidades hechas por las hifas dentro de la pared celular. Por ello esta erosión es indistinguible a la de pudrición blanca (Hale y Eaton, 1985a, 1985b).

2.4. Espalteado

Robinson, *et al.* (2009) describen al espalteado como el cambio de coloración en la madera causado por la colonización de un hongo habiendo penetración interna o permaneciendo sobre la superficie de la madera (Robinson y Laks, 2010b). Más adelante Sarath Vega Gutiérrez (2016) define al espalteado como un subproducto de un proceso de descomposición de la madera por un hongo de pudrición que resulta en el cambio de coloración del sustrato. Esto puede llegar a ocurrir en cualquier especie de madera, sin embargo, es más rápido en maderas claras cuyos durámenes contienen bajas cantidades de extractivos (Robinson *et al.* 2007). No es correcto indicar a la madera como podrida porque su descomposición se ha detenido antes de haber perdido masa significativamente, manteniendo su capacidad de ser usada (Robinson, 2011).

Los mecanismos de generación de espalteado en madera varían en los siguientes tres tipos (Robinson y Laks, 2010a): blanqueamiento por un hongo de pudrición blanca, manchado por el crecimiento de las hifas durante la colonización del hongo, y finalmente como la formación de líneas fronteras a causa de antagonismo intrahongal o interhongal.

El blanqueamiento ocurre principalmente en maderas duras y se les atribuye a hongos de pudrición blanca los cuales metabolizan la lignina y la hemicelulosa dejando la celulosa para el final, lo cual resulta en un aclaramiento de la zona de actividad fúngica (Liese, 1970). Blanchette (1984) señala que la deslignificación no es uniforme en la madera ya que se genera un moteado de áreas blancas donde las células adyacentes a células deslignificadas

tienen una degradación simultánea de los componentes de la pared celular, cabe aclarar que no todas las áreas blanqueadas pueden ser atribuidas a la remoción de lignina, ya que otra posibilidad es que sean espacios ocupados por el micelio y no por la deslignificación celular (Blanchette, 1984; Robinson *et al.* 2007).

La pigmentación como el manchado azul, común en maderas coníferas de clima cálido y que es causada mayormente por ascomicetos y hongos imperfectos, es una coloración principalmente en la albura de madera debido a hifas pigmentadas, siendo posible también por difusión de los pigmentos en el sustrato, donde las propiedades físicas son prácticamente inalteradas (Liese, 1970; Robinson y Laks, 2010b). La madera será más susceptible a los cambios de contenido de humedad debido a que el hongo incrementa la permeabilidad debido a la remoción de la membrana de la punteadura (Zabel y Morrell, 1992). Los cambios de coloración no se distribuyen de forma uniforme concentrándose en áreas donde se presenta las hifas de dichos hongos y encontrándose depósitos de colorantes en parénquima, vasos y fibras adyacentes al parénquima (Blanchette *et al.* 1992). Esta pigmentación se debe a compuestos como las naftoquinonas (Golinski *et al.* 1995), dentro de esta se tiene como ejemplo a los diversos derivados de xylindeina (Blanchette *et al.* 1992) y los pigmentos cristalinos rojos de *Scytalidium cuboideum* llamado dramada (Vega Gutierrez *et al.* 2018). Las hifas inicialmente crecen en las células parenquimáticas, especialmente radios y pasan de una célula a otra ya sea a través de las punteaduras o penetración directa de la pared celular, alimentándose principalmente de componente no estructurales como azúcares simples, compuestos fenólicos, lípidos, ceras, alcaloides y tropolones (Croan, 2000).

Las líneas fronteras o placas pseudo-escleróticas ocurren cuando más de una especie de hongo trabaja generando líneas negras en el punto de contacto de dos hongos invasores de pudrición, también se advierte lo mismo para el caso de un solo hongo; Estas líneas consisten en hifas densamente agregadas depositadas en el lumen de traqueidas y fibras (Campbell, 1933). Más adelante, Rayner y Todd (1977) profundizan que la integración antagónica de una misma especie es debido a que un único hongo está compuesto por distintas poblaciones de micelio, en vez de ser un solo micelio genéticamente heterogéneo. Ejemplo de ello, es el género *Xylaria* que se destaca de ser capaz de producir líneas fronteras sin la necesidad de un hongo antagonista (Campbell, 1933; Robinson, 2012; Worrall *et al.* 1997). Las líneas fronteras son un mecanismo de defensa para proteger y mantener el control de los recursos

en la madera infectada formando una barrera. El hongo al controlar las condiciones en la madera sería capaz de controlar el contenido de humedad de su sustrato para optimizar el agua disponible, previniendo la disecación, o creando un ambiente adverso para los hongos competidores haciendo que sea una barrera contra microorganismos invasores (Cease *et al.* 1989). La interacción antagónica por contacto de las hifas genera melanina en la región de interfase para prevenir la invasión creando patrones hermosos patrones irregulares que son iguales cuando ocurren de forma natural o artificial (Qin *et al.* 2011).

2.5. Formación de línea frontera

La melanina es el pigmento más común encontrado en estas líneas por lo que la coloración es negra o marrón oscura, aunque el color puede variar por algunos metabolitos secundarios, ver figura 2. Esta molécula de alto peso molecular es sintetizada por la pared celular de las hifas a través de dos vías (Morris *et al.* 2021). La primera es por la polimerización oxidativa de compuestos fenólicos como el catecol o 1, 8 – dihidroxinaftalenos (DHN) la cual resulta en la producción de alomelanina y piomelanina. La segunda vía es a través del 3, 4 – dihidroxifenilalanina (DOPA) generando eumelanina (Ribera *et al.* 2019). Los ascomicetos usan la primera vía mientras que los basidiomicetos usan la segunda (Tran-Ly *et al.* 2020). La melanina producida se acumula en las hifas, las cuales terminan acumulándose como masas en las punteaduras de las membranas y en el lumen de células contiguas, ver figura 3, esto les confiere a las líneas fronteras su apariencia de barrera hermética continua y completa (Morris *et al.* 2021).



Figura 2: Madera colectada con presencia de líneas fronteras naranjas/rojizas y negras.

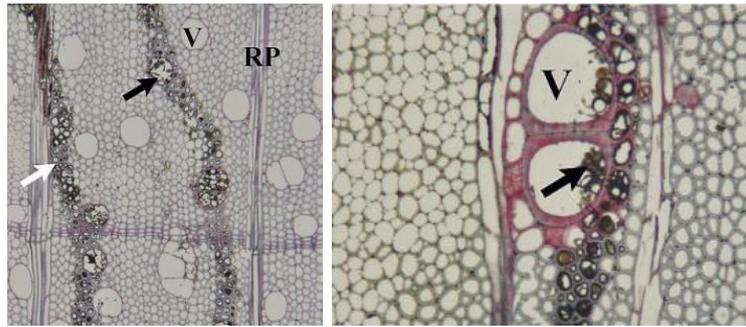


Figura 3: Líneas fronteras vistas al microscopio. Donde V es vaso y RP es el parénquima radial. Fuente (Morris *et al.* 2021)

Las líneas fronteras pueden presentarse de manera individual o como una doble línea. Se cree que la línea individual se forma debido al antagonismo interespecífico en la cual uno de ellos se encarga de la delimitación del área, otra posibilidad es que se formaría en respuesta a condiciones ambientales desfavorables. Por otro lado, la formación de la doble línea sería por un antagonismo intraespecífico en el cual cada cepa de la misma especie forma su propia línea dejando un espacio entre líneas sin aparente pudrición (Morris *et al.* 2021), ver figura 4.



Figura 4: Trozo de madera con presencia de línea frontera doble.

2.6. Condiciones para el desarrollo de hongo

2.6.1. Nutrientes

Los hongos que colonizan madera varían en su habilidad de utilizar las fuentes de carbono disponible, desde aquellos que solo degradan azúcares y compuestos de carbono relativamente simples, hasta aquellos que degradan celulosa y lignina. La capacidad de la

comunidad de hongos para pudrir dependerá de la relación entre los hongos que casi no producen descomposición y aquellos que agresivamente sí. Hongos que causan una ligera pudrición como *Hypoxylon multifforme* (Fr.) Fr. y *Melanomma pulvis-pyrius* (Pers.) Fuckel son capaces de penetrar profundamente en la madera y de permanecer por considerable periodo. Estas especies, así como *Scytalidium* y *Trichoderma sp.* podrían ser usadas para control biológico de pudrición (Rayner y Todd, 1980).

En los estadios iniciales de colonización se puede encontrar tanto hongos que no causan pudrición como aquellos que si en toda la madera; más adelante, los hongos que pudren reemplazarán a los otros, relegándolos a zonas donde los hongos de pudrición no podrán crecer con facilidad, como en la superficie. Se ha encontrado que existen hongos imperfectos que habitan las líneas fronteras, no se tienen plenamente identificados, pero se destacan los géneros de *Rhinocladiella*, *Cladosporium*, *Phialophora* y *Margarinomyces*. Estos hongos presentan hifas oscuras que intensifican la apariencia de las líneas, no se sabe si realmente están especializados en crecer en estas zonas de interacción o si se alimentan de la madera o de las hifas muertas de otros hongos (Rayner y Todd, 1980).

2.6.2. Contenido de humedad

Los hongos tienen la capacidad de regular el contenido de humedad en la madera siendo una característica vital para asegurar la disponibilidad de agua para su desarrollo, ya sea, descomponiendo la madera para incrementar el contenido de humedad o extrayendo el excedente de agua (Boddy y Heilmann-Clausen, 2008; Miller, 1932, como citó Tudor, 2013). Esta capacidad termina creando una condición estresante para la mayoría de los hongos competidores. La *Xylaria hypoxylon* mantiene la madera que ocupa más seca en su desarrollo (Boddy *et al.* 1989; Heilmann-Clausen, 2001), a diferencia de la *Armillaria mellea* que mantiene la madera con una elevada humedad asociado a la formación de placas pseudo-escleróticas (líneas fronteras) (Lopez-Real y Swift, 1975).

El contenido de humedad necesario para el crecimiento óptimo de un hongo en madera es alto, entre 26 a 32% de peso en agua necesario para el inicio de la descomposición, y óptimo cuando está en 40%, variando por cada especie de hongo. Por debajo de 26 % no suele ocurrir la pudrición, pero si ya había sido iniciada, varios hongos son capaces de sobrevivir en la

madera a contenidos más bajos de humedad por un tiempo considerable. Por encima de 40% de humedad el crecimiento decae al incrementar las condiciones anaeróbicas. Los espacios en los poros deben tener por lo menos 20% de aire para que el crecimiento del hongo ocurra (Rayner y Todd, 1980).

2.6.3. Temperatura

La temperatura óptima y máxima para el crecimiento de un hongo en la madera varía notoriamente por especie. Por lo que la distribución geográfica del hongo de interés podría estar relacionada a la temperatura requerida. Para la mayoría de las especies europeas la temperatura óptima para el crecimiento está entre 24-30°C en agar (Rayner y Todd, 1980). Tudor (2013) indica que la mayoría de los hongos de pudrición tienen un óptimo crecimiento entre 15 a 40°C.

La temperatura afecta directamente la actividad metabólica realizada por las enzimas. Las reacciones metabólicas incrementan con el aumento de temperatura hasta un óptimo luego del cual alguna reacción se vuelve limitante o el calor desnaturalice las enzimas (Zabel y Morrell, 1992).

2.6.4. pH

El pH de la madera varía entre especies y en algunos casos puede influenciar en determinar el patrón de colonización. La mayoría de las maderas tienen un pH en el rango de 4 a 6 que corresponde con el rango para el crecimiento de varios hongos de pudrición comparado a los basidiomicetos de suelo que prefieren entornos más básicos (Rayner y Todd, 1980). Sin embargo, los hongos son capaces de modificar el pH del sustrato, se ha observado una notoria disminución en el pH de maderas atacadas por hongos de pudrición marrón y un ligero incremento por parte de los hongos de pudrición blanca (Humar *et al.* 2001).

III. METODOLOGÍA

3.1. Materiales y equipos

3.1.1. Materiales y equipos usados en medio de cultivo, propagación y aislamiento de hongos

- Autoclave de esterilización Greetmed YX-280D
- Estufa eléctrica Memmert
- Cocina a gas
- Horno microondas LG
- Vasos de precipitación de 100 mL y 1000 mL
- Frasco graduado con tapa rosca azul autoclavable de 500 mL
- Baqueta de vidrio
- Tubos de ensayo de vidrio de fondo redondo con tapa rosca de 15 x 100 mm
- Pipeta y pipeta pump de 10 mL
- Placas Petri
- Extracto PDA (Potato Dextrose Agar) y malta agar para microbiología
- Mechero de alcohol
- Instrumental histológico: pinzas, bisturí, asa de siembra
- Alcohol de 96°
- Papel toalla
- Agua destilada
- Parafilm
- Guantes y mascarilla

3.1.2. Materiales y equipos usados en la colecta de campo

- GPS Garmin extrex 10

- Fichas guía para la identificación de hongos
- Libreta de campo
- Lápices
- Plumón indeleble
- Regla de metal
- Machete
- Cuchillo de monte
- Flexómetro
- Bolsas Kraft N°12
- Instrumental histológico: pinzas, bisturí, asa de siembra
- Mechero de alcohol
- Alcohol de 96°
- Lejía (2%)
- Vasos de precipitado de 100 mL y 500 mL
- Agua destilada
- Papel toalla
- Tubos de ensayo de vidrio de fondo redondo con tapa rosca de 15 x 100 mm con extracto PDA (Potato Dextose Agar)
- Caja térmica de Tecnopor N°2

3.1.3. Materiales y equipos usados en la prueba de cambio de coloración

- Autoclave de esterilización Greetmed YX-280D
- Incubadora Memmert 25° + 2 °C
- Cámara de Flujo
- Balanza digital Valtox (0,1 g de precisión)
- Estufa eléctrica Memmert
- Sierra cinta
- Arco de sierra fijo
- Multifuncional Canon TS5110
- Lijas para madera (200)
- Frascos de ensayo con tapa rosca de 315 mL
- Vermiculita de grado medio usado en jardinería

- Mechero de alcohol
- Alcohol de 96°
- Agua destilada
- Instrumental histológico: pinzas, bisturí, asa de siembra
- Parafilm
- Cepillo
- Papel toalla
- Guantes y mascarilla

3.2. Madera

Las probetas usadas en el ensayo se obtuvieron a partir de cinco listones provenientes de la zona periférica de la troza basal y media de cinco árboles seleccionados al azar de plantaciones forestales que fueron usados en el proyecto titulado “Innovación en el Uso de Maderas, Fase 3: Construcción de tablas con indicadores de crecimiento, productividad y propiedades tecnológicas mediante pruebas no destructivas en relación a la edad de plantaciones forestales en 8 especies de valor económico” del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) en asociación con la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), financiado por Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica (CONCYTEC) y el Banco Mundial a través de su unidad ejecutora ProCiencia (Contract 081-2018-BME041-2018-INIA).

La especie *Simarouba amara* Aubl. (Marupa) proviene de la región de Ucayali, provincia de Coronel portillo, distrito de Campo verde, procedente de una parcela de 0.04 ha, con una edad de 12 años.

Tabla 3: Información de los árboles de *Simarouba amara*

ID	Coordenadas UTM		datos dasométricos			
	X (m)	Y (m)	H total (m)	H comercial (m)	Dap (cm)	Vol. Total (m3)
4	523298.459	9050617.39	18.2	7.02	20.3	0.41
7	523297.076	9050608.47	22.76	6.12	21.5	0.58
10	523307.377	9050616.26	18.56	6.41	22.8	0.53
15	523296.279	9050623.28	16.39	6.45	22.1	0.44
18	523302.183	9050632.13	15.09	7.44	20.8	0.36

Fuente: elaboración propia

La especie *Guazuma crinita* Mart. (Bolaina blanca) por su parte, proviene de la región de Pasco, provincia de Oxapampa, distrito de Palcazu, procedente de una parcela de 0.04 ha, con edad de 8 años.

Tabla 4: Información de los árboles de *Guazuma crinita*

ID	Coordenadas UTM		Datos dasométricos			
	X (m)	Y (m)	H total (m)	H comercial (m)	Dap (cm)	Vol. Total (m ³)
7	459477.361	8898984.35	25.6	12.6	16	0.1444
9	459483.088	8898980.5	25.9	18.3	22.3	0.4074
14	459479.624	8898986.01	23.7	13.2	22.2	0.2912
19	459472.153	8898993.65	22.8	13.2	16.1	0.1532
20	459468.894	8898995.54	22.6	15.1	24.7	0.4124

Fuente: elaboración propia

3.3. Lugar de ejecución

Los ensayos y propagación de hongos se realizaron en el laboratorio Preservación de la Madera de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

3.4. Hongos utilizados

3.4.1. Procedencia

Los hongos utilizados para esta prueba fueron colectados en el fundo Génova del IRD – Selva de la UNALM la cual se encuentra en el distrito de San Ramón, provincia de Chanchamayo, departamento de Junín.



Figura 5: Mapa de ubicación de muestras colectadas

3.4.2. Colecta de hongos

La colecta se realizó siguiendo el método usado por Sarath Vega Gutierrez *et al.* (2018). Se realizó en dos fases, la primera partiendo de la trocha más cercana a las instalaciones del fundo y la segunda colecta paralela al margen de la quebrada cercana al fundo, partiendo desde la zona con mayor accesibilidad. La colecta se hizo dentro de 8 metros perpendicular al camino, debido a la dificultad del terreno. Las muestras colectadas fueron cuerpos fructíferos, así como ramas o troncos caídos con un diámetro mayor a los 5 cm siendo necesario mirar internamente para ver la presencia de signos de espalteado en la madera, por lo que se cortaba unos 3 cm de profundidad. De ser corroborada, se marcaba la ubicación GPS, ver figura 5.

Ya en gabinete, la zona de trabajo se desinfectó con alcohol de 96°. Las muestras se desinfectaron con lejía diluida en agua destilada (2 %) durante 2 minutos para luego ser lavadas en un vaso precipitado por 10 minutos con agua destilada para eliminar la lejía residual. Los cuerpos fructíferos se cortaron con el bisturí, esterilizado con el mechero de alcohol, buscando la parte interna del hongo para la siembra. Si la colecta era un trozo de

madera con pigmentación, la muestra a sembrar provenía de la parte coloreada. Para líneas fronteras, se tomó dos muestras provenientes de ambos márgenes de la línea, adicionando al final de la codificación las letras A o B. Las muestras fueron sembradas en los tubos de PDA, con la ayuda de pinza y asa de siembra.

Finalmente, las muestras colectadas dentro de las bolsas de papel se guardaron en la caja térmica de Tecnopor para ser transportada. Se colectaron un total de 34 muestras diferentes entre cuerpos fructíferos y restos de ramas y troncos caídos.

3.4.3. Trabajo en laboratorio

Después de dos semanas de realizada la colecta, a partir de los tubos, se inocularon placas Petri con PDA en solo un punto para asegurar que esté libre de contaminación. Luego de una semana, fue verificado el aislamiento y se repicó a placas con medio de malta al 2%.

Tabla 5: Composición de 1 litro de medio de cultivo PDA y Malta agar

	Componente	cantidades
	Infusión de papa (Infusión de 250 g de papa)	
Potato	D(+) Glucosa (=Dextrosa)	20 g
dextrose agar	Agar	15 g
	Agua destilada	1000 ml
	cloranfenicol (antibiótico)	50 mg
	Extracto de malta	20 g
Malta agar 2%	Agar	15 g
	Agua destilada	1000 ml
	cloranfenicol (antibiótico)	50 mg

Se logro aislar un total de 12 cepas diferentes de hongos. Estas cepas fueron usadas para una prueba que consistió en la inoculación de probetas de *Guazuma crinita* cortadas en sección longitudinal 0.8x2x5 cm, previamente humedecidas por 72 h en agua destilada y esterilizadas en autoclave por 30 min a 121°C, dispuestas en placas Petri con medio malta

agar al 2%. Luego de seis semanas de inoculadas las probetas, se inspecciono visualmente el cambio en la coloración natural de la madera con objetivo de seleccionar a las cuatro que mejores cambios evidencien. El procedimiento se puede observar en la figura 6.

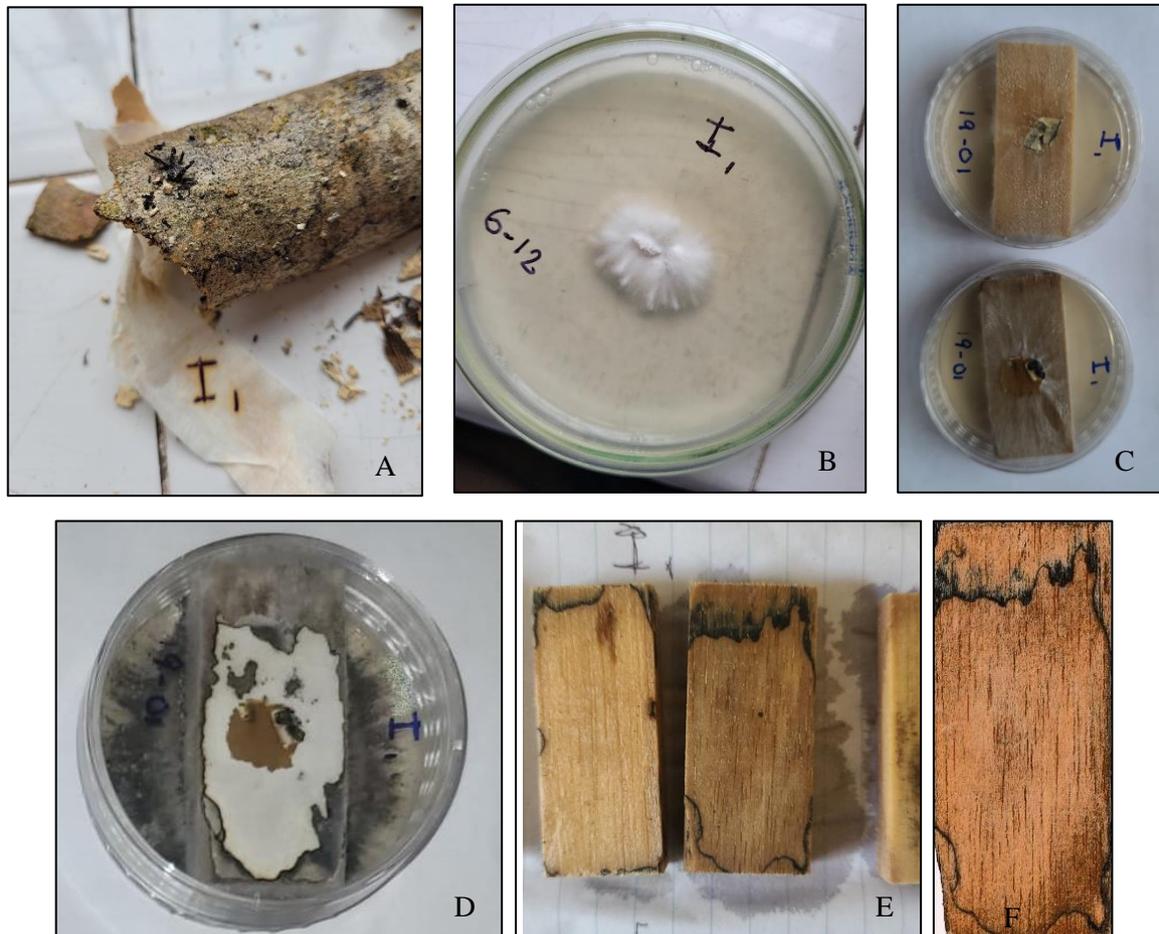


Figura 6: Procedimiento de selección de especies para la evaluación. (A) Muestra colectada; (B) Aislamiento y propagación del hongo; (C) Inoculación de las probetas; (D) Probeta invadida por el hongo del género *Xylaria*; (E) Probeta retirada de la prueba; (F) Probeta escaneada

3.4.4. Identificación

Los hongos seleccionados se enviaron al Laboratorio de Micología y Biotecnología (LMB) de la Universidad Nacional Agraria la Molina para una secuenciación Sanger usando marcadores *Macrogen* ITS 1F y ITS4. Los resultados de la secuenciación fueron observados en el *software* SnapGene viewer, en este programa se seleccionó una sección de la cadena

de nucleótidos que luego fue comparada en la base de datos *Basic Local Alignment Search Tool* (BLAST) con lo que se obtuvo la identificación de hongo basado en el mayor porcentaje de similitud, siendo necesario la corroboración en caso de tener los cuerpos fructíferos.

Los hongos identificados y que fueron utilizados en la prueba son *Stereum sanguinolentum* (Alb. & Schwein.) Fr., *Polyporus tricholoma* Mont., *Xylaria apiculata* Cooke y *Xylaria tuberoides* Berk.

3.5. Procedimiento

Para la realización de la prueba se siguió el procedimiento descrito por Robinson *et al.* (2009). Primero se codificaron en la cara transversal las probetas (cubos) de madera de 14mm y luego fueron secados en estufa a 103 ± 2 °C para determinar el peso seco inicial (psi). En frascos de vidrio y tapa rosca de 315 mL de capacidad se llenó con 15 g de vermiculita y 50 ml de agua destilada. Se colocaron tres cubos por frasco y los frascos se llevaron a esterilizar en autoclave a 121 °C por 45 minutos, ver figura 7. Ya enfriados, los frascos se abrieron para que los cubos se posicionen con la cara transversal hacia abajo y se inoculó con los hongos xilófagos siendo el inóculo posicionado en la vermiculita procurando que el agar o micelio no toque a los cubos, como se aprecia en la figura 8. Los frascos fueron codificados según la combinación de hongo-madera. Los frascos se llevaron a la incubadora a 27 ± 2 °C, ver figura 9.



Figura 7: Montaje de los frascos para la prueba

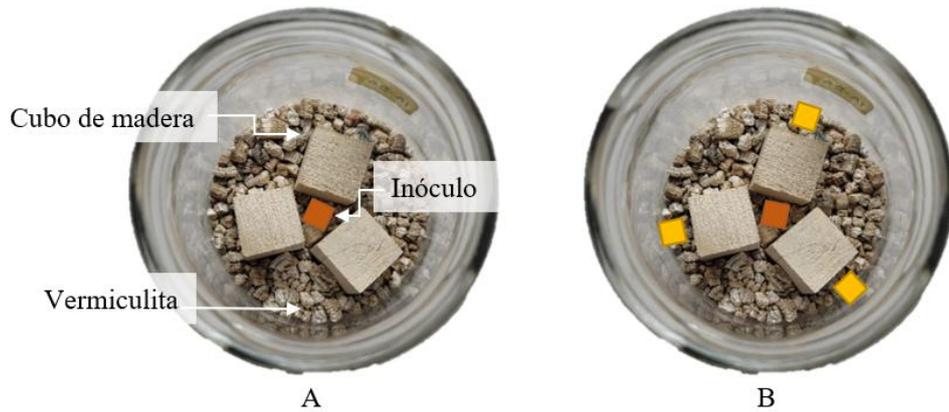


Figura 8: Disposición de los cubos e inóculos. (A) para solo una especie y (B) en caso se usen dos especies en mismo frasco.



Figura 9: Disposición de los frascos en la incubadora

Se realizaron dos evaluaciones. La primera a fin de evaluar si el antagonismo entre diferentes especies de hongos basidiomicetos espalteadores genera mayor cambio en la coloración natural de la madera a comparación que cuando cada hongo actúa de manera individual, por lo que en este caso se consideró el uso de *Stereum sanguinolentum*, *Polyporus tricholoma* y la combinación de *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*. Esta fue evaluada desde la segunda semana de inoculación hasta la decimosegunda semana. Durante este periodo se realizó la prueba control.

La segunda evaluación fue la acción individual de dos ascomicetos espalteadores, *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoides*. Ésta se evaluó desde la cuarta semana de incubación hasta la decimocuarta semana. No se realizó el mismo periodo de evaluación que el caso anterior debido a que ambos mostraron un periodo de crecimiento más lento, a la segunda semana de inoculación los hongos no habían cubierto ninguno de los cubos evaluados.

Las evaluaciones se realizaron cada dos semanas. Los cubos evaluados fueron removidos de los frascos, limpiados con un cepillo seco para remover los residuos de micelio y vermiculita como se observa en la figura 10. Luego se pesaron y fueron llevados a la estufa a 45 ± 2 °C por 24 horas (P_{sf}) a fin de conocer el peso seco luego de la prueba.



Figura 10: Cubos removidos luego de la prueba donde se observa la necesidad de limpiar el micelio y vermiculita

El resultado obtenido de la pérdida de peso de los cubos de madera fue mediante la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Pérdida de peso} = 100 \% \times \frac{(P_{sf} - P_{si})}{P_{si}}$$

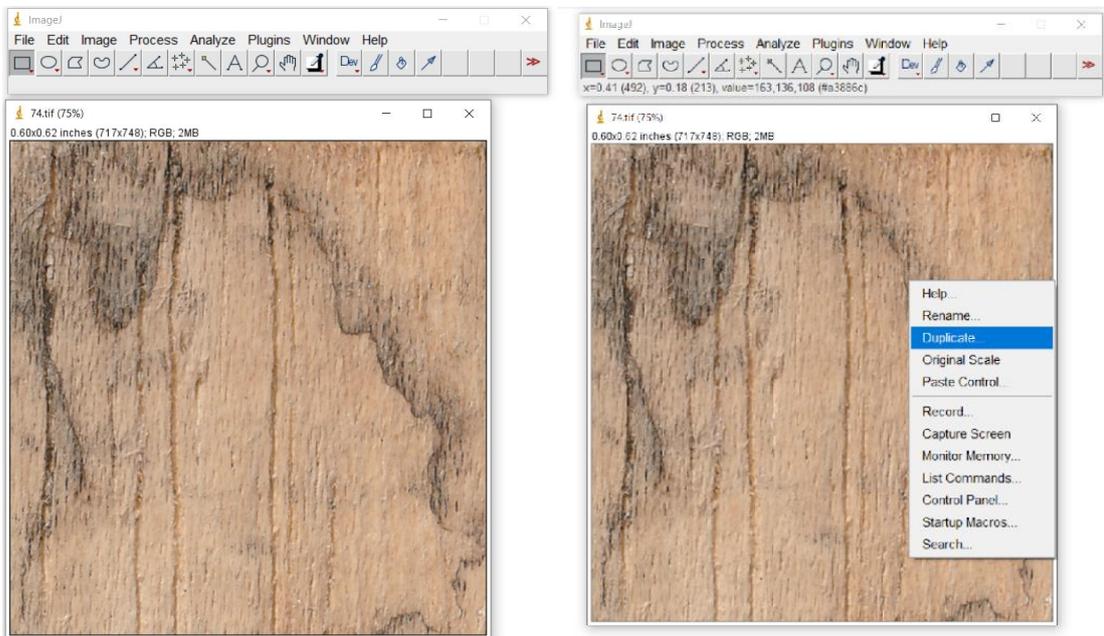
3.6. Evaluación de cobertura espalteada

Para la cuantificación de cobertura espalteada cada probeta fue escaneada a una resolución de 1200 DPI en formato TIFF en un equipo Multifuncional Canon TS5110. Para los cambios en la coloración externa se escaneo la cara de la probeta que no sea de corte trasversal con mayor cambio visible. El cambio de coloración interna fue evaluado en los cubos de la última semana, por lo que los cubos fueron cortados a la mitad en el plano longitudinal. Las

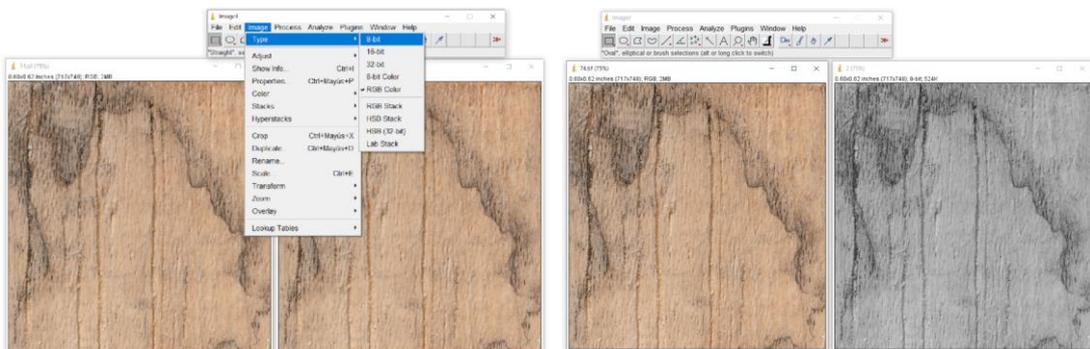
imágenes escaneadas fueron recortadas usando Photoshop para abarcar solamente los cubos. Estas imágenes se evaluaron usando el *software* ImageJ 1.53k siguiendo el protocolo establecido por Robinson *et al.* (2009) para determinar el porcentaje de área espalteada encontradas en las muestras.

El procedimiento realizado fue el siguiente:

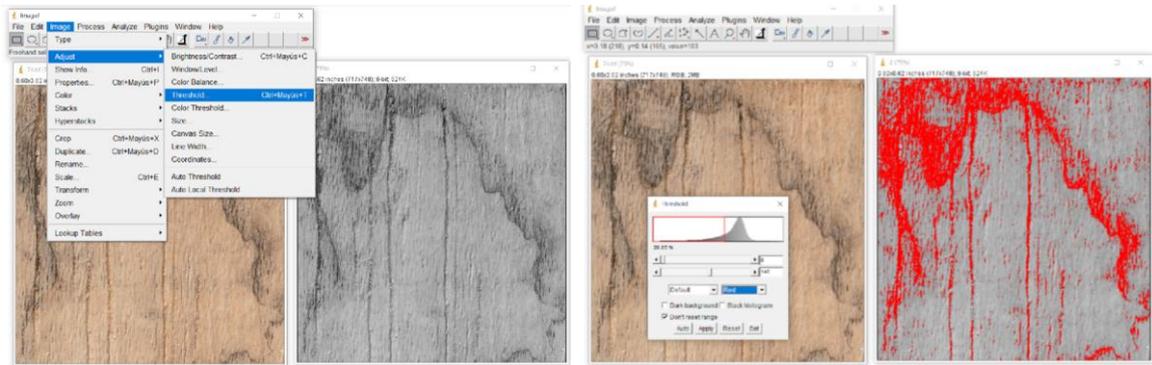
A. Las imágenes en formato TIFF son abiertas y se procede a duplicar la imagen para trabajar sobre esta y no modificar la original.



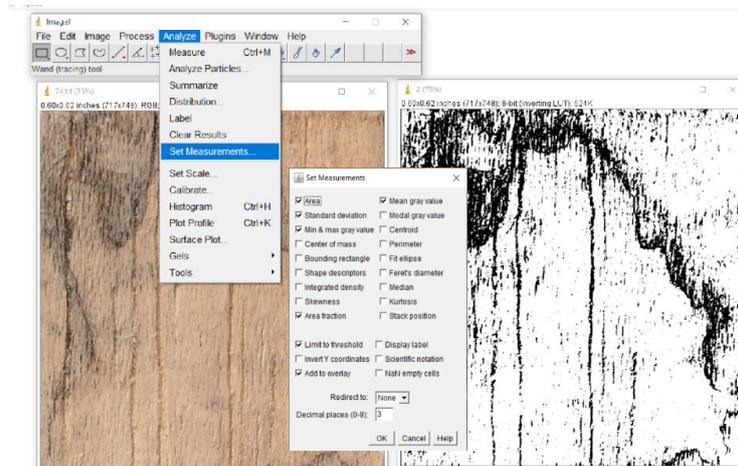
B. La imagen duplicada se cambia a 8 bits. Esto es necesario porque la herramienta que se usa para abarcar las zonas de diferente color solo funciona en imágenes en escala de grises.



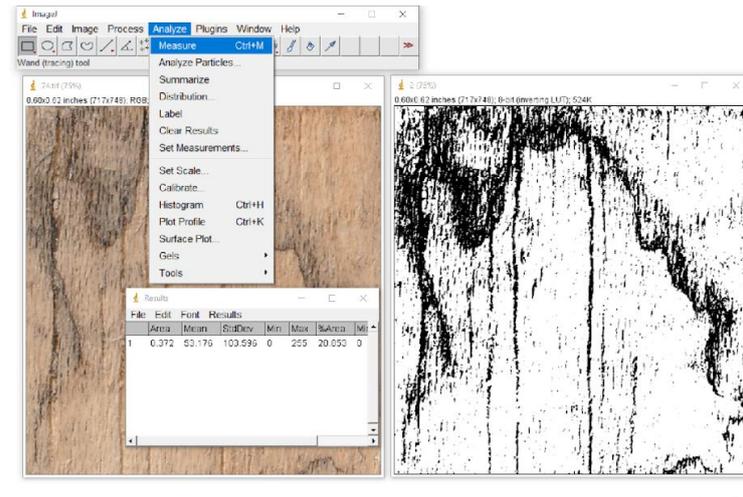
C. La imagen en escala de grises se procesa con la herramienta “Threshold”. Esta herramienta es usada para cubrir el área que corresponde al área espalteada. Esta herramienta tiene la característica que depende de la supervisión de la persona que lo trabaje, ajustando la barra en base a donde uno observe que la presencia del área espalteada sea abarcada.



D. Una vez ajustada la herramienta “Threshold” se aplica la modificación, para poder calcular el área en porcentaje primero hay que habilitarlo, para ello en “Analyze” irse a la opción “Set Measurements” y habilitar “Area Fraction”



E. Finalmente, para poder obtener el porcentaje del área espalteada, en “analyze”, usar la opción de “Measure”. Se procede a guardar el resultado de la medición y la imagen generada.



Los componentes de la madera como los vasos, el parénquima e inclusiones; y el corte de la madera influyen en el procesamiento de la imagen, por lo que se obtiene un valor de área coloreada natural. Utilizando el software *ImageJ* se determinó un valor base de área natural coloreada por procesamiento de las imágenes por cada especie de madera, usando las probetas control, como se aprecia en la figura 11 y 12.

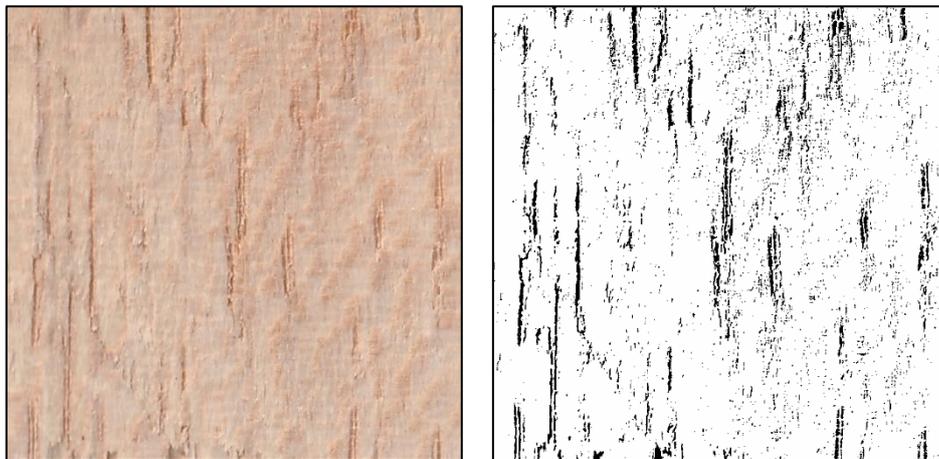


Figura 11: Probeta control de *Guazuma crinita* y su imagen procesada

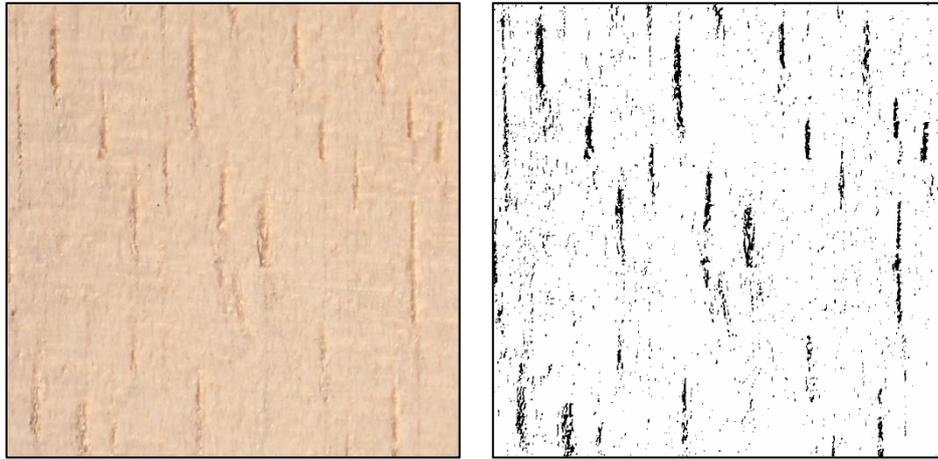


Figura 12: Probeta control de *Simarouba amara* y su imagen procesada

3.7. Análisis estadístico

El diseño estadístico para el análisis de porcentaje de área espalteada se hizo considerando: el tratamiento individual con cuatro hongos (*X. tuberoides*, *X. apiculata*, *S. sanguinolentum* y *P. Tricholoma*) un tratamiento con la combinación de dos hongos de pudrición blanca (*S. sanguinolentum* y *P. Tricholoma*) y el tratamiento control (sin inoculación); dos especies de madera con tres probetas por frasco de vidrio, seis periodos de incubación, y tres repeticiones. Esto significa que se evaluaron un total de 648 probetas.

Tabla 6: Distribución de las probetas de ensayo

Madera:		<i>Guazuma crinita</i>						<i>Simarouba amara</i>					
Hongo inoculado	Tiempo de incubación	Primera Evaluación				Segunda evaluación		Primera Evaluación				Segunda evaluación	
		A	B	A+B	Control	C	D	A	B	A+B	Control	C	D
primer periodo		9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
segundo periodo		9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
tercer periodo		9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
cuarto periodo		9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
quinto periodo		9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9
sexto periodo		9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9

Donde: A: *Stereum sanguinolentum*; B: *Polyporus tricholoma*; C: *Xylaria apiculata*; D: *Xylaria tuberoidea*.

Con los datos obtenidos se realizó un análisis estadístico de medias, desviación estándar, valores mínimos y valores máximos. Una vez obtenidas las medias se realizó el análisis de varianza (ANOVA) para saber si los efectos eran estadísticamente significativos según el modelo estadístico planteado. Se consideró un intervalo de confianza del 95 %.

Los valores obtenidos en la prueba control se sometieron al ANOVA para comprobar que no existiese diferencias significativas en el tiempo, las variables independientes consideradas fueron el periodo de incubación al que los cubos fueron expuestos y la madera. La variable dependiente considerada fue el área obtenida por procesamiento de imagen.

En el caso del cambio de coloración externa, las variables independientes consideradas fueron el hongo inoculado, el periodo de incubación y la madera. La variable dependiente

considerada fue el área espalteada. Finalmente, realizaron las comparaciones múltiples de medias a través de la Prueba de Tukey para determinar entre cuál de los tratamientos hay diferencia significativa.

Para verificar que existiera cambio de coloración interna de la madera, se realizó un ANOVA para los resultados encontrados en la última semana de incubación para cada madera. La variable independiente fue el hongo inoculado, en la cual se incluyó la prueba control. La variable dependiente considerada fue el área espalteada. Finalmente, realizaron las comparaciones múltiples de medias a través de la Prueba de Tukey para determinar entre cuál de los tratamientos hay diferencia significativa.

Para la pérdida de peso, las variables independientes consideradas fueron el hongo inoculado, el periodo de incubación y la madera. La variable dependiente considerada fue la pérdida de peso. Finalmente, realizaron las comparaciones múltiples de medias a través de la Prueba de Tukey para determinar entre cuál de los tratamientos hay diferencia significativa.

Todos los análisis estadísticos fueron realizados en el software Rstudio 2023.06.0.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Valor base de procesamiento

Se estableció un valor base de área natural coloreada por procesamiento de las imágenes de 4.623 % (desviación estándar de 0.674) para el caso de *Simarouba amara* y 6.451 % (desviación estándar de 0.884) en *Guazuma crinita*.

Luego de realizado el análisis de varianza a los datos de control se observa que existen diferencias significativas en el factor madera, mas no en el factor periodo usado para la incubación en las probetas.

Tabla 7: Análisis de varianza (ANOVA) de los valores de procesamiento de imagen en la prueba control

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
Periodo de incubación	1	0.184	n.s
Madera	5	<2e-16	***
Residuales	101		

Valores de significancia: *p<0.05, **p<0.01, ***p<0.001, n.s = no significativo

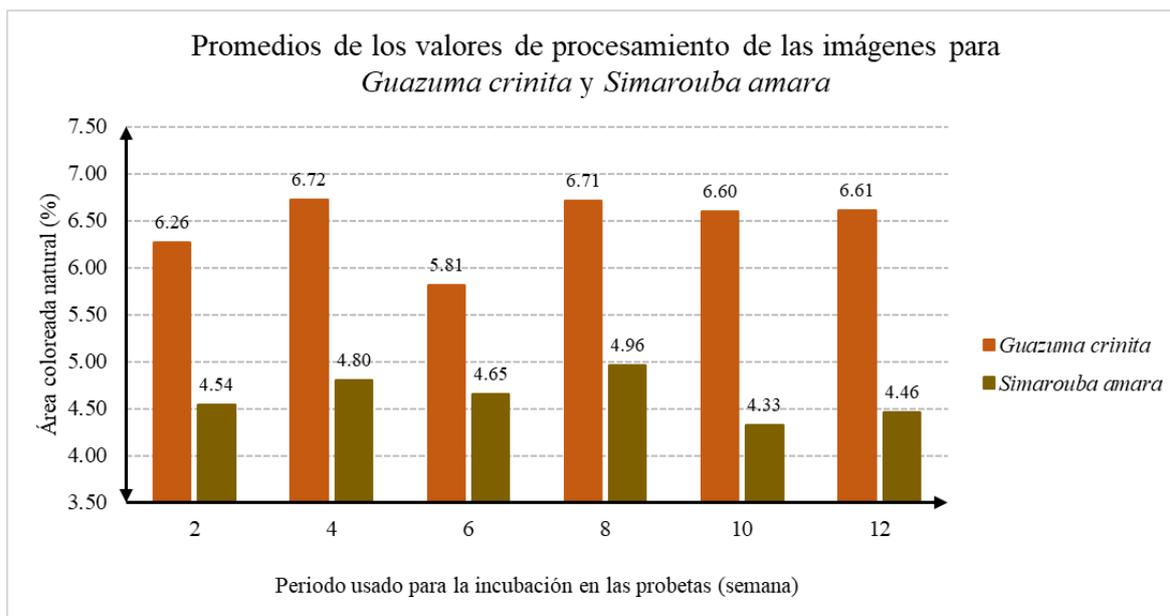


Figura 13: Grafica del área coloreada natural en el periodo usado para la incubación en las probetas de *Guazuma crinita* y *Simarouba amara*

La gráfica 13 muestra los resultados del ANOVA. El valor base de área natural coloreada por procesamiento de las imágenes se ve afectado por la madera, siendo *Guazuma crinita* la que posee un valor mayor, ver figura 14 y 15, pero no varía en base al periodo usado para la incubación en las probetas. Esta homogeneidad de valores en el tiempo permite confirmar que la pigmentación que existe en las maderas es causada por los hongos evaluados y que no pueda ser atribuido al manchado marrón por secado como informa Kreber y Haslett (1997) en la cual señalan la ocurrencia de una decoloración marrón de la madera de *Pinus radiata* a altas temperaturas. Esta se da por la acumulación de azúcares simples y compuestos nitrogenados en la superficie al ser transportados por el movimiento de la humedad en la madera, la cual termina evaporándose; y debido a las altas temperaturas estos componentes pasan por un proceso termoquímico conocido como reacción de Maillard resultando en la formación de sustancias poliméricas marrones insolubles (McCurdy *et al.* 2002).

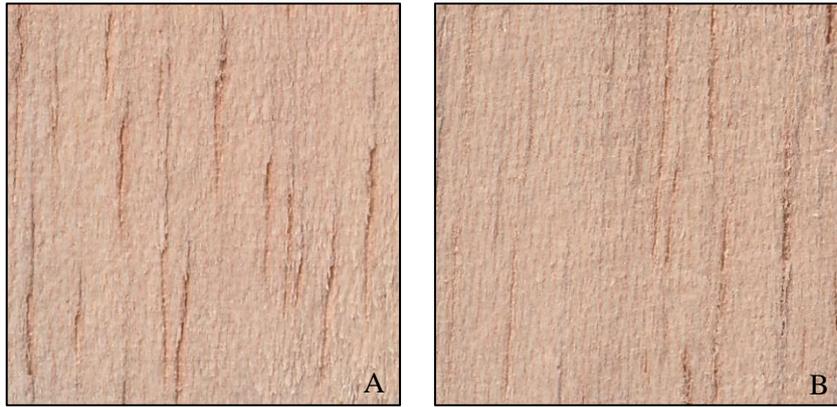


Figura 14: Imagen escaneada de la parte externa de una probeta control de *Guazuma crinita*. (A) segunda semana; (B) decimosegunda semana

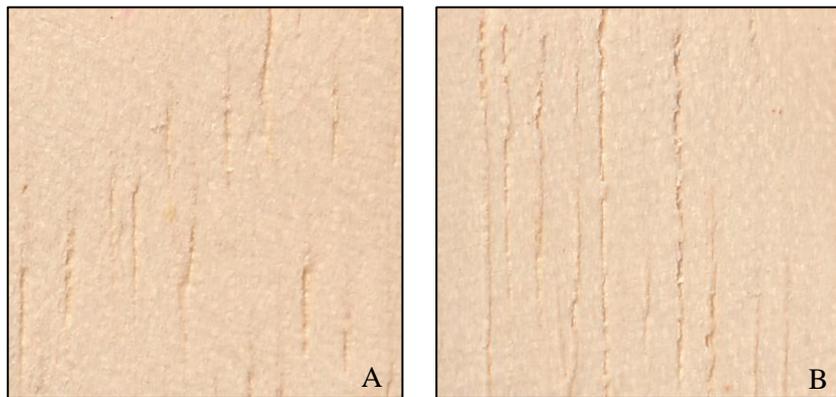


Figura 15: Imagen escaneada de la parte externa de una probeta control de *Simarouba amara*. (A) segunda semana; (B) decimosegunda semana

4.2. Cambio de coloración por basidiomicetos

4.2.1. Coloración externa

Los resultados de área promedio, desviación estándar (DE), valor mínimo y valor máximo de coloración por periodo incubado y por madera de los hongos *Stereum sanguinolentum*, *Polyporus tricholoma* y la combinación de *Stereum sanguinolentum* con *Polyporus tricholoma* se muestran en la tabla 8 y 9.

Tabla 8: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de *Guazuma crinita* usando basidiomicetos

<i>Guazuma crinita</i>	<i>Stereum sanguinolentum</i>				<i>Polyporus tricholoma</i>				<i>Stereum sanguinolentum con Polyporus tricholoma</i>			
	Período de incubación (semana)	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo
2	4.86	0.93	3.69	6.26	7.61	3.64	2.12	12.36	9.15	6.80	2.28	22.52
4	7.51	1.94	4.13	10.73	11.55	5.66	6.88	25.19	12.11	6.13	4.06	18.75
6	10.47	3.44	6.09	15.65	11.73	5.43	5.43	21.24	12.72	6.38	6.59	27.65
8	10.53	2.79	7.23	15.51	8.42	3.05	2.54	12.94	12.52	3.86	8.46	20.25
10	10.19	2.89	6.02	14.43	7.58	2.02	5.53	11.18	14.95	8.86	7.52	37.00
12	13.68	3.66	8.01	19.43	17.26	4.01	13.09	24.73	20.64	7.82	9.66	32.84

Tabla 9: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de *Simarouba amara* usando basidiomicetos

<i>Simarouba amara</i>	<i>Stereum sanguinolentum</i>				<i>Polyporus tricholoma</i>				<i>Stereum sanguinolentum con Polyporus tricholoma</i>			
	Período de incubación (semana)	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo
2	5.58	1.31	3.38	7.61	10.09	4.02	5.40	14.83	10.24	6.60	3.02	22.73
4	10.04	2.92	6.53	14.34	10.57	5.11	4.87	18.75	16.25	3.78	9.51	23.00
6	16.50	10.11	3.74	36.93	13.35	3.33	8.30	18.37	17.74	4.11	8.47	21.66
8	17.89	9.05	4.64	32.45	14.25	4.69	6.61	20.65	19.52	4.16	13.17	25.90
10	13.08	5.00	8.59	20.02	9.47	2.42	6.51	12.28	20.64	6.16	12.25	31.62
12	21.66	9.17	9.90	34.64	17.61	7.37	5.65	26.28	27.48	6.59	18.86	35.98

Con respecto a la coloración externa en basidiomicetos se observó que en los tres casos se generó madera espalteada tipo manchado de una tonalidad marrón que se apreciaba a simple vista. Se presentaron diferencias estadísticas significativas ($P < 0,05$) entre la especie de hongo utilizada, la madera y el periodo de incubación, mas no en la interacción de los tres factores a excepción de hongo / periodo de incubación como se indica en el resumen del ANOVA en la Tabla 10.

Tabla 10: Análisis de varianza (ANOVA) de los cambios de coloración externa de los basidiomicetos

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
A: Especie de hongo	2	1.45e-10	***
B: Periodo de incubación	5	< 2e-10	***
C: Madera	1	7.59e-10	***
A*B	10	0.0196	*
A*C	2	0.0710	n.s
B*C	5	0.1057	n.s
A*B*C	10	0.8602	n.s
Residuales	288		

Valores de significancia: * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$, n.s = no significativo

Tabla 11: Prueba Tukey del factor hongo en la coloración externa de los basidiomicetos

	Diferencias	Inferior	Superior	p-ajustado
H2-H1	-0.2091296	-1.933249	1.514990	0.9559912
H3-H1	4.3314852	2.607365	6.055605	0.0000000*
H3-H2	4.5406148	2.816495	6.264735	0.0000000*

Donde: H1: *Stereum sanguinolentum*, H2: *Polyporus tricholoma*, H3: *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*; (*) diferencia significativa entre factores

Los resultados en coloración externa fueron significativamente mayores en la combinación de *Stereum sanguinolentum* con *Polyporus tricholoma*, mientras que *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma* no presentan diferencia significativa entre ellos, ver figura 16. Estos resultados permiten explicar que la acción conjunta de *Stereum*

sanguinolentum y *Polyporus tricholoma* genera mayor cantidad de madera espalteada a comparación que cuando cada hongo actúa de forma individual.

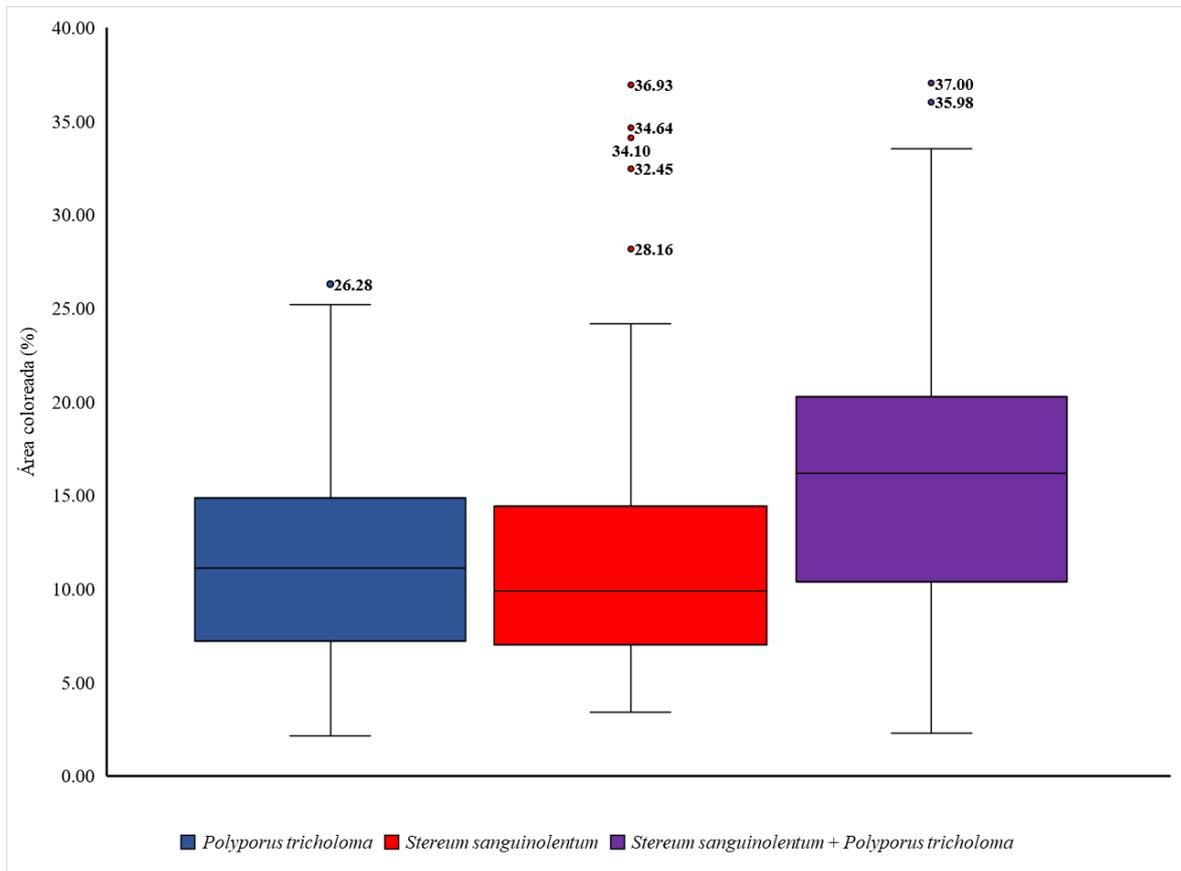


Figura 16: Diagrama de cajas del área externa coloreada por basidiomiceto inoculado en *Guazuma crinita* y *Simarouba amara*

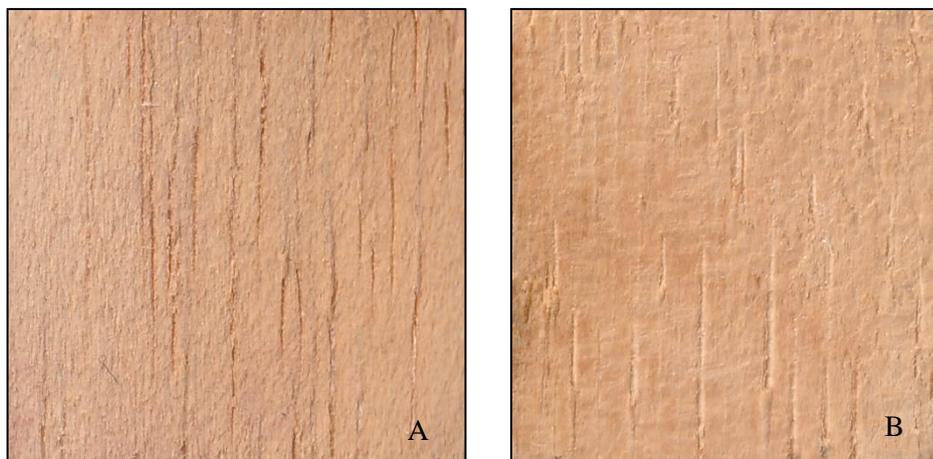


Figura 17: Probeta de la duodécima semana inoculado con el hongo *Stereum sanguinolentum*. (A) *Guazuma crinita*; (B) *Simarouba amara*

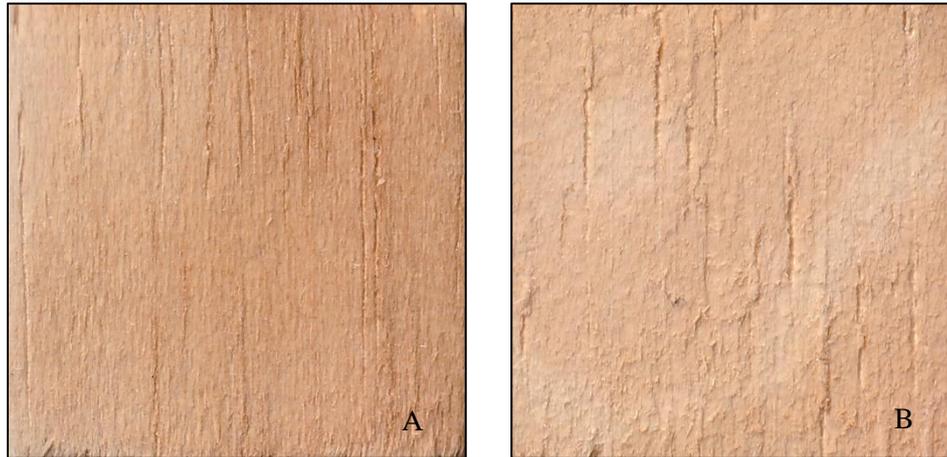


Figura 18: Probeta de la duodécima semana inoculado con los hongos *Polyporus tricholoma*. (A) *Guazuma crinita*; (B) *Simarouba amara*

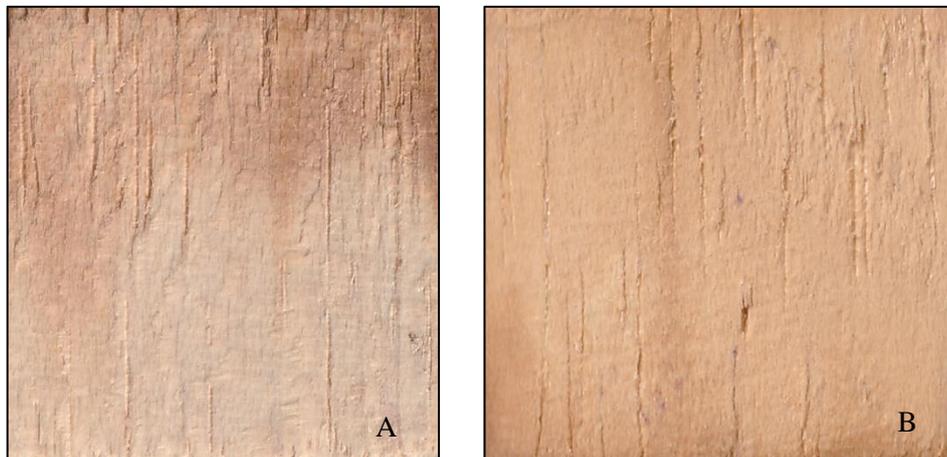


Figura 19: Probeta de la duodécima semana inoculado con el hongo *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*. (A) *Guazuma crinita*; (B) *Simarouba amara*

La coloración externa varía significativamente respecto al periodo de incubación, tanto la primera como la última semana de incubación evaluados presentan diferencias significativas con todas las otras semanas evaluadas, lo que explica que el área coloreada aumenta con el paso del tiempo, como se observa en la figura 20.

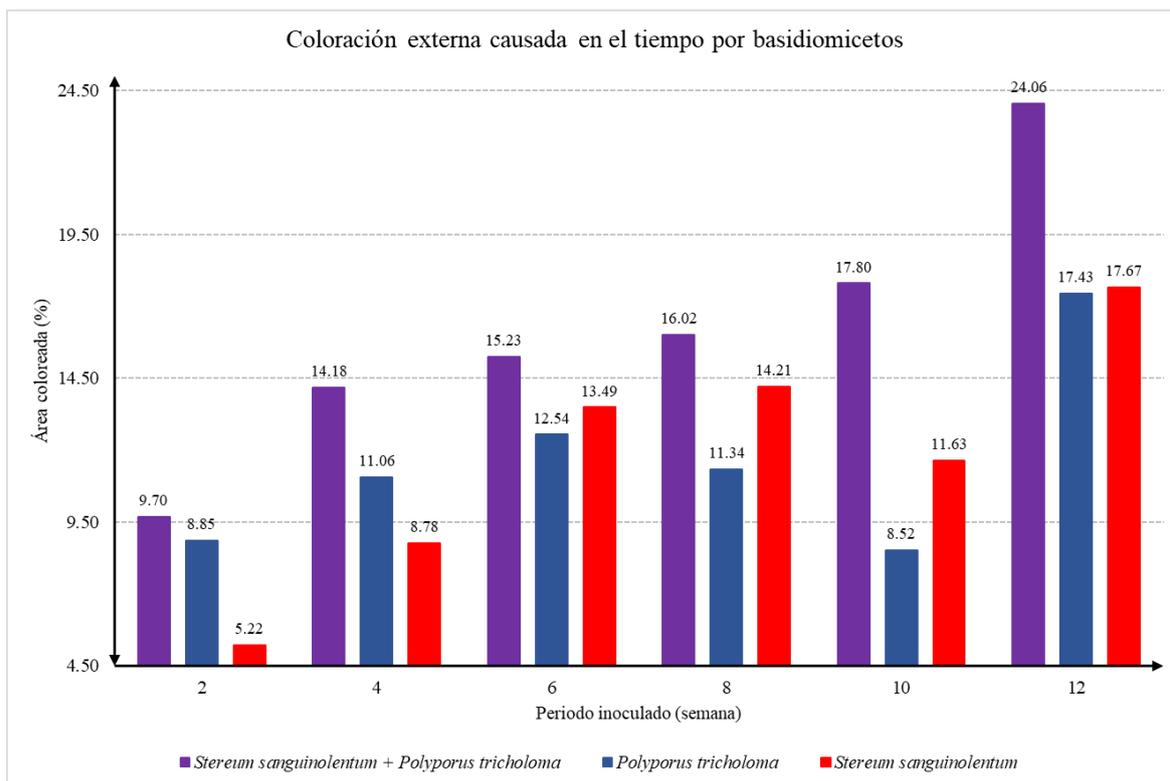


Figura 20: Coloración externa causada en el tiempo por los hongos basidiomicetos evaluados

Robinson *et al.* (2007) mencionan que el conocer qué tipo de espalteado genera la interacción de dos hongos debería llevar a resultados repetibles y consistentes, lo que se observó era que la interacción ocurrida era de reemplazamiento, en la cual un hongo crece encima de otro y no por candado en la cual ningún hongo puede entrar al área ocupada por el hongo antagonico (Rayner y Boddy, 1988, como citó Robinson *et al.* 2007).

Respecto a la coloración marrón encontrada causada por los hongos basidiomicetos evaluados, Papinutti (2003) sostiene que en general las maderas atacadas por hongos de pudrición blanca muestran manchas marrones a las que se atribuye son causadas por depósitos de MnO_2 producto de la actividad del manganeso peroxidasa; basándose en lo descrito por Perez y Jeffries (1992) y lo observado por Machuca y Ferraz (2001) en chips de madera biodegradados con hongos de pudrición blanca que en estados de pudrición muestran coloración blanquecina-amarilla o blanquecino-tostado, lo cual el autor asocia a los depósitos de dióxido de manganeso producidos por algunos hongos. La ausencia de blanqueamiento en ambas maderas indica que estos hongos evaluados realizan pudrición

blanca simultánea ya que el blanqueamiento se produce por la remoción de la lignina (Robinson *et al.* 2007), lo cual sugiere que esta sería causada por hongos de pudrición blanca selectiva. Si bien se observó madera espalteada, esta no corresponde al tipo más apreciado por los consumidores según Patricia Vega Gutierrez y Robinson (2020).

Diversas publicaciones realizadas han usado la combinación de dos especies, Robinson *et al.* (2007) señalan que *Trametes versicolor* con *Bjerkandera adusta* o *Polyporus brumalis* produce la mayor cantidad de madera espalteada en *Acer saccharum*. Esta combinación de hongos se usó para evaluar la pérdida de trabajabilidad de *Acer saccharum* resultando que *Trametes versicolor* con *Bjerkandera adusta* y *Trametes versicolor* con *Polyporus brumalis* producen la mayor cantidad de madera espalteada sin sacrificar su trabajabilidad a la octava y décima semana respectivamente (Robinson *et al.* 2007). En otra publicación, Robinson *et al.* (2013) usa la combinación de *Trametes versicolor* con *Scytalidium cuboideum*, si bien *Trametes versicolor* es un hongo conocido por generar líneas fronteras por sí solo (Robinson, Laks, *et al.* 2009), cuando es emparejado también puede servir como pretratamiento para potenciar la saturación de manchado de otro hongo como lo propuesto por Robinson *et al.* (2011b) quienes sugieren hacerlo por cuatro semanas antes de inocular *Fagus grandifolia* con *Arthrographis cuboidea* para incrementar la pigmentación rosada que causa dicho hongo.

La coloración externa según el factor madera fue significativamente mayor en *Simarouba amara* que en *Guazuma crinita*, los cuales tuvieron una media de área coloreada de 15.109 y 11.305 % respectivamente, ver figura 21. Estos resultados muestran que a nivel externo la madera de *Simarouba amara* es más susceptible a ser espalteada con los hongos de pudrición blanca.

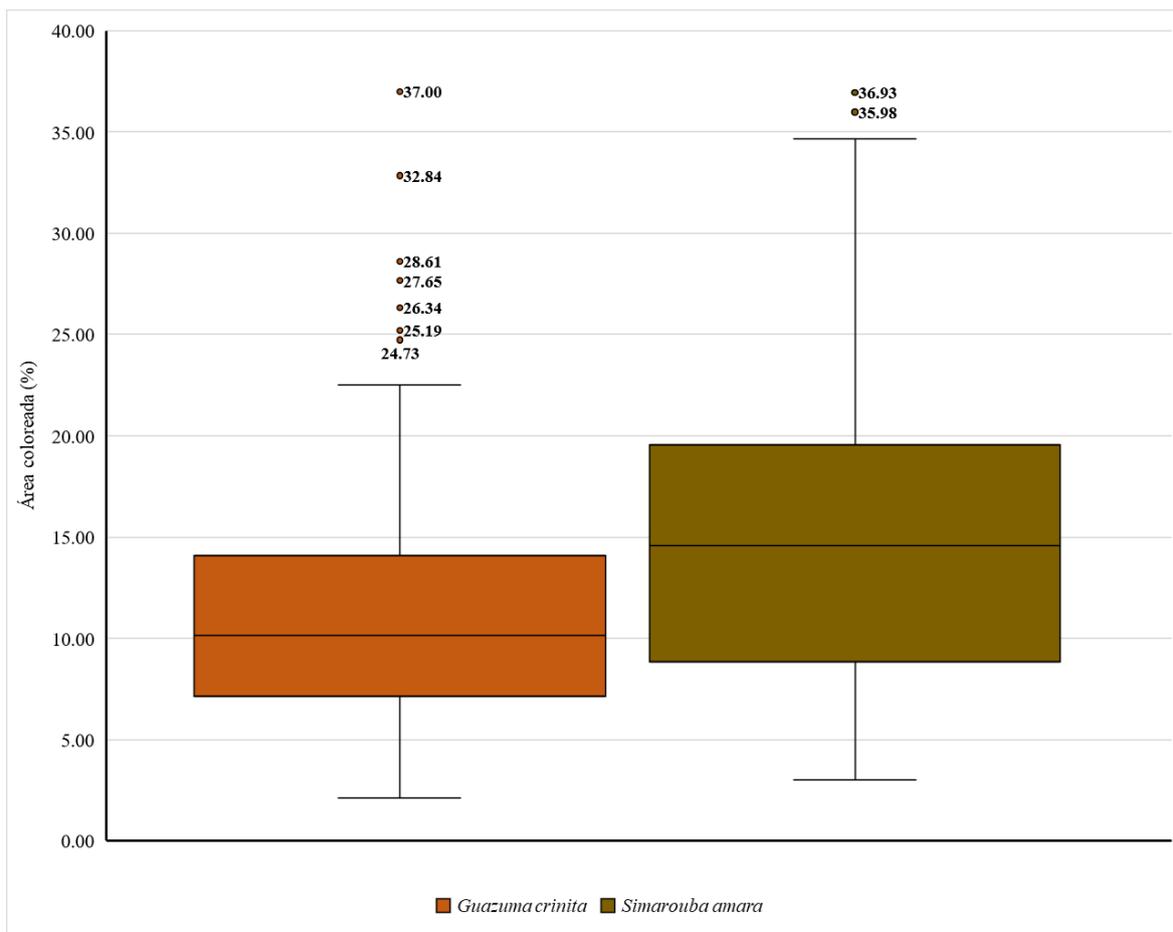


Figura 21: Diagrama de cajas del área externa coloreada en *Guazuma crinita* y *Simarouba amara* causada por los hongos basidiomicetos

El potencial de desarrollar madera espalteada con *Simarouba amara* ya había sido reportada por Sarath Vega Gutiérrez y Robinson (2015) en un experimento con *Nigrospora sphaerica* con un promedio de coloración interna de 27% a las seis semanas, hay que resaltar que este hongo es conocido por causar pigmentación. Sarath Vega Gutiérrez y Robinson (2015) indican que el tener menor densidad significa que existe más espacios vacíos donde el micelio puede desarrollarse y colonizar rápidamente la madera que en otras con mayor densidad básica. Chavesta *et al.* (2019) indica que la densidad básica de *Guazuma crinita* es de 0.4 g/cm³ para una plantación de ocho años en la zona de Puerto Inca, departamento de Huánuco. La densidad básica de *Simarouba amara* para una plantación de once años es de 0.33 g/cm³ para una plantación de once años del distrito de Callería, Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali (Fasanando, 2023). Según Aróstegui y Sato (1970) correspondería a una clasificación de maderas de peso mediano y liviano respectivamente.

Otro factor importante para considerar es el contenido de extractivos presente en la madera, ya que esta se asocia a la resistencia a la pudrición (Kirker *et al.* 2013; Ramos *et al.* 2016) y por ende a la facilidad con la que estos hongos que generan madera espalteada podrían actuar. Miguel *et al.* (2019) mencionan que los extractivos de *Guazuma crinita* para plantación de 4 años proveniente del distrito de Curimaná, provincia de Padre Abad departamento de Ucayali fue de 1.80 % mientras que Ramos *et al.* (2016) para una plantación de *Simarouba amara* de diecisiete años proveniente del Bosque Nacional Alexander Von Humboldt (Ucayali) fue de 2.16 %. En ambos casos se cumple lo mencionado por Robinson *et al.* (2007) sobre que el espalteado es más fácil en maderas con bajos niveles de extractivos, considerando como valor de comparación los resultados de Ramos *et al.* (2016) en una madera con alta resistencia a la acción de hongos xilófagos como es *Swietenia macrophylla* (Caoba) siendo su contenido de extractivos 17.29%.

4.2.2. Coloración interna

No se encontró cambios en la coloración interna al final del periodo de incubación evaluado utilizando *Stereum sanguinolentum*, *Polyporus tricholoma* ni en la combinación de *Stereum sanguinolentum* con *Polyporus tricholoma*.

4.3. Cambios de coloración por ascomicetos

4.3.1. Coloración externa

Los resultados de área promedio, desviación estándar (DE), valor mínimo y valor máximo de coloración por periodo de incubación y por madera de los hongos *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoidea* se muestran en la tabla 10 y 11.

Tabla 10: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de *Guazuma crinita* usando ascomicetos

Periodo de incubación (semana)	<i>Guazuma crinita</i>				<i>Xylaria apiculata</i>				<i>Xylaria tuberoides</i>			
	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo
4	11.71	7.04	3.66	26.53	17.33	4.92	7.29	25.89				
6	13.03	9.85	5.48	30.84	18.84	6.80	10.19	28.65				
8	19.87	6.40	12.31	30.32	20.17	8.69	9.54	32.42				
10	19.74	7.14	12.19	34.31	22.09	10.79	7.47	41.94				
12	11.66	3.78	7.31	18.35	22.48	9.87	5.69	31.89				
14	21.59	8.43	11.03	34.25	38.78	24.47	14.34	85.41				

Tabla 11: Resumen de valores promedio de área coloreada para el caso de *Simarouba amara* usando ascomicetos

Periodo de incubación (semana)	<i>Simarouba amara</i>				<i>Xylaria apiculata</i>				<i>Xylaria tuberoides</i>			
	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo	Área	DE	Valor mínimo	Valor máximo
4	9.14	1.99	6.36	12.96	18.92	9.96	5.99	37.20				
6	12.14	3.38	7.13	17.69	19.87	8.08	11.97	33.98				
8	13.01	2.31	8.05	16.07	20.92	4.36	15.11	28.27				
10	12.23	2.90	7.91	15.53	23.68	13.09	15.64	52.93				
12	12.19	6.01	7.79	26.94	27.80	18.23	7.48	64.58				
14	15.91	7.59	6.73	28.57	26.69	21.74	6.56	74.57				

Con respecto a la coloración externa se observó que las dos especies usadas produjeron madera espalteada tipo pigmentación de color negro y línea frontera, la más valorada según Patricia Vega Gutierrez y Robinson (2020), en ambas maderas. Adicionalmente, para el caso de madera de *Guazuma crinita* se observó el blanqueamiento de la madera, ver figura 22, 23 y 24.



Figura 22: Probeta inoculado de *Simarouba amara* de la decimocuarta semana. (A) *Xylaria apiculata*; (B) *Xylaria tuberoides*



Figura 23: Probeta inoculado de *Guazuma crinita* de la decimocuarta semana. (A) *Xylaria apiculata*; (B) *Xylaria tuberoides*

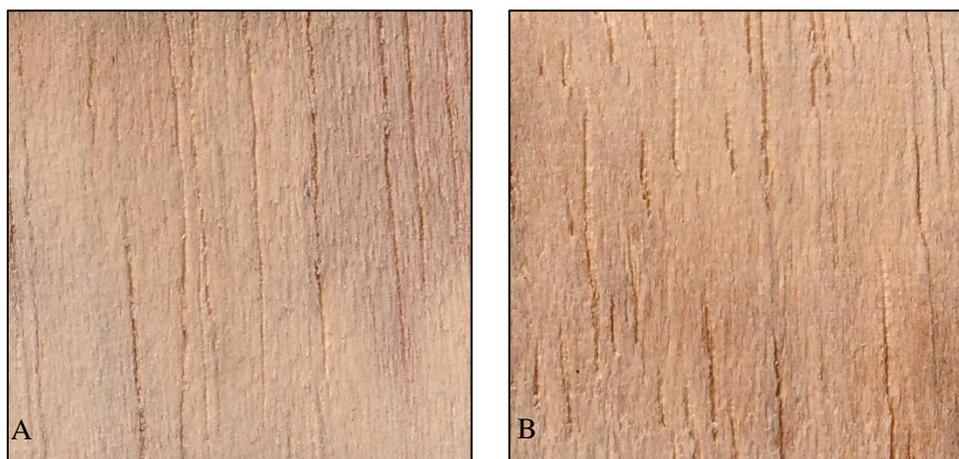


Figura 24: Probeta de *Guazuma crinita* escaneado de la cuarta semana inoculado con el hongo *Xylaria tuberosides*. (A) presencia de zonas blanqueadas; (B) zonas ligeramente oscurecidas

Se presentaron diferencias estadísticas significativas ($P < 0,05$) entre las especies de hongos y el periodo de incubación, mas no en la madera ni en la interacción de los factores. cómo se indica en el resumen del ANOVA en la Tabla 11.

Tabla 12: Análisis de varianza (ANOVA) de la coloración externa de los ascomicetos

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
A: Especie de hongo	1	2.75e-09	***
B: Periodo de incubación	5	0.000168	***
C: Madera	1	0.143991	n.s
A*B	5	0.264101	n.s
A*C	1	0.211463	n.s
B*C	5	0.244555	n.s
A*B*C	5	0.672019	n.s
Residuales	192		

Valores de significancia: * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$, n.s = no significativo

Xylaria tuberoidea genero significativamente mayor área coloreada comparado a *Xylaria apiculata*. También se ha encontrado una diferencia significativa del área coloreada respecto al periodo de incubación, ver figura 25. Para el caso de la madera no existe una diferencia significativa. *Xylaria apiculata* presento una tendencia creciente similar en ambas maderas, con la observación que en la duodécima semana para *Guazuma crinita* hubo una caída en el área coloreada. El hongo *Xylaria tuberoidea* mantiene la misma tendencia creciente con ambas maderas, a excepción de la última semana de incubación evaluada donde en caso de *Guazuma crinita* se encontró un alto porcentaje de coloración a comparación de *Simarouba amara*, sin embargo, hay que resaltar que en este valor se ve influenciado por tres de los nueve cubos evaluados que presentaron altos valores de espaldeo externo (46.20, 70.83 y 85.41%).

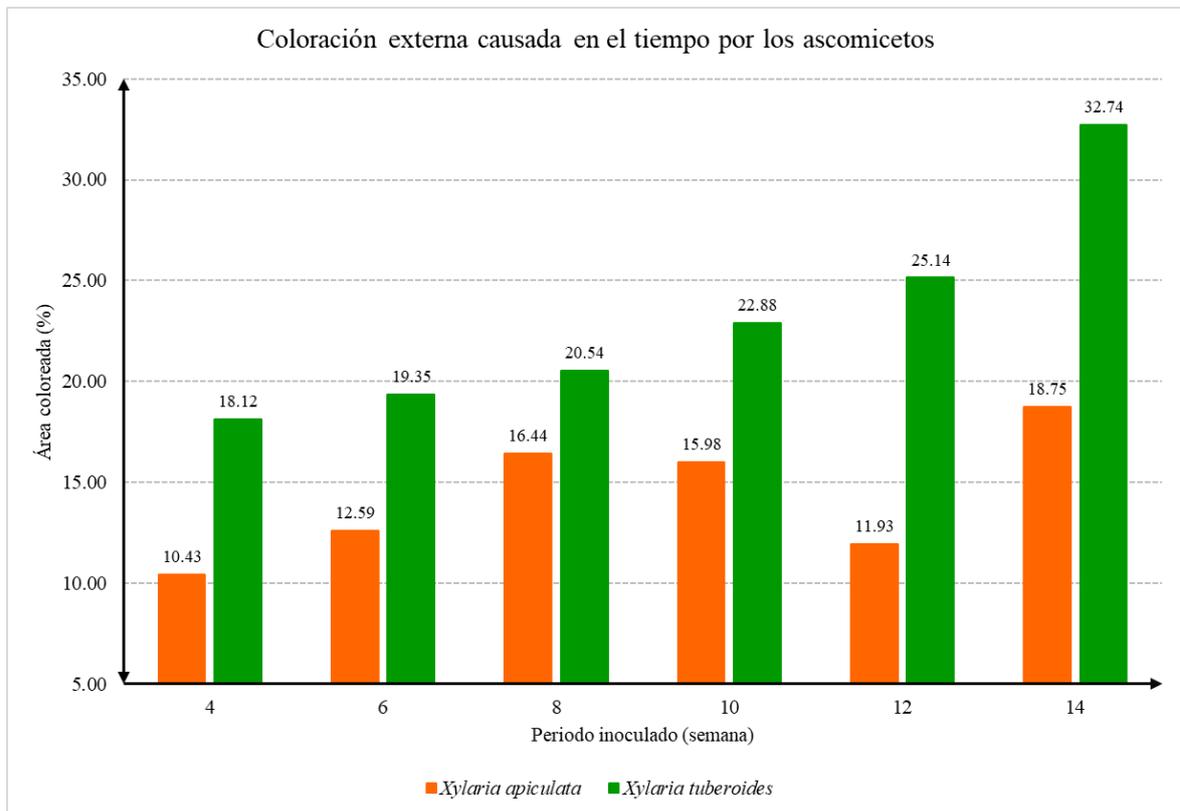


Figura 25: Coloración externa causada en el tiempo por los hongos ascomicetos evaluados

La facultad de *Xylaria tuberoidea* de causar líneas fronteras y producir blanqueamiento es similar a la descrita por Robinson *et al.* (2009) para *Xylaria polymorpha* de ser un hongo de pudrición conocido por ser un gran productor de líneas fronteras, así como de causar blanqueamiento y causar baja a moderada pérdida de peso.

Robinson *et al.* (2009) en su evaluación con *Xylaria polymorpha* en *Acer saccharum* para la octava semana usando el mismo método usado en el presente trabajo tuvo una coloración externa de 33.8% con una desviación estándar de 23.2. Por lo que se observa, sí bien *Xylaria tuberoidea* al mismo periodo parece generar menor cantidad de espalteado en las maderas de *Guazuma crinita* y *Simarouba amara*, la confiabilidad de producir espalteado en ambas es mayor ya que notoriamente tienen menor desviación estándar. Los resultados obtenidos con *Xylaria Tuberoidea* muestran el potencial que tiene para ser usado como un hongo de espalteado al compararlo con un hongo ampliamente estudiado y usado en este aspecto. Otro detalle a resaltar es que *Xylaria tuberoidea* y *Xylaria apiculata* no contradice las afirmaciones sobre la capacidad del género *Xylaria* para producir líneas fronteras (Campbell, 1933; Robinson, 2012; Worrall *et al.* 1997).

De ser necesario mejores resultados, se puede incrementar la generación de líneas fronteras. Robinson *et al.* (2010) describe que en *Xylaria polymorpha* la producción de melanina, componente de las líneas fronteras, es estimulada usando 0.5 a 2.0 kg/m³ sulfato de cobre; se resalta que este componente no estimula el crecimiento del hongo al no hallar evidencia de un incremento de pérdida de peso, por lo que es una opción viable de evaluar.

4.3.2. Coloración interna

Se observó que al final del periodo de incubación evaluado si ocurrió un cambio en la coloración interna utilizando *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoidea*.

En el caso de *Simarouba amara* se encontraron diferencias significativas en el factor hongo, ver figura 26. En *Simarouba amara* inoculado con *Xylaria apiculata* se observó que uno de los cubos presentó una línea frontera recorriendo la parte interna de un vaso, sin embargo, el valor del área coloreada no difiere significativamente respecto al valor establecido, teniendo un valor de 4.66 %. Esta falta de diferencia estadística a pesar del resultado es explicada debido a que la línea recorre el vaso, el cual es un elemento considerado dentro del valor base al momento de procesar la imagen. En el caso de *Xylaria tuberoidea*, solo en un cubo se encontró la formación de línea frontera, la cual recorría la periferia del cubo, en este caso si se observó una diferencia significativa, teniendo un valor de 5.34 %. No se observó blanqueamiento en la madera en ninguno de los casos.

Tabla 13: Análisis de varianza (ANOVA) de la coloración interna de *Simarouba amara* inoculada con ascomicetos

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
Hongo	2	0.0169	*
Residuales	69		

Valores de significancia: *p<0.05, **p<0.01, ***p<0.001, n.s = no significativo

Tabla 14: Prueba Tukey del factor hongo en coloración de *Simarouba amara* inoculada con ascomicetos

	Diferencias	Inferior	Superior	p-ajustado
H4 - H6	0.04135185	-0.54673898	0.6294427	0.9844861
H5 - H6	0.71990741	0.13181657	1.3079982	0.0125254*
H5 - H4	0.67855556	-0.09143609	1.4485472	0.0950382

Donde: H4: *Xylaria apiculata*, H5: *Xylaria tuberoides* y H6: control; (*) diferencia significativa entre factores

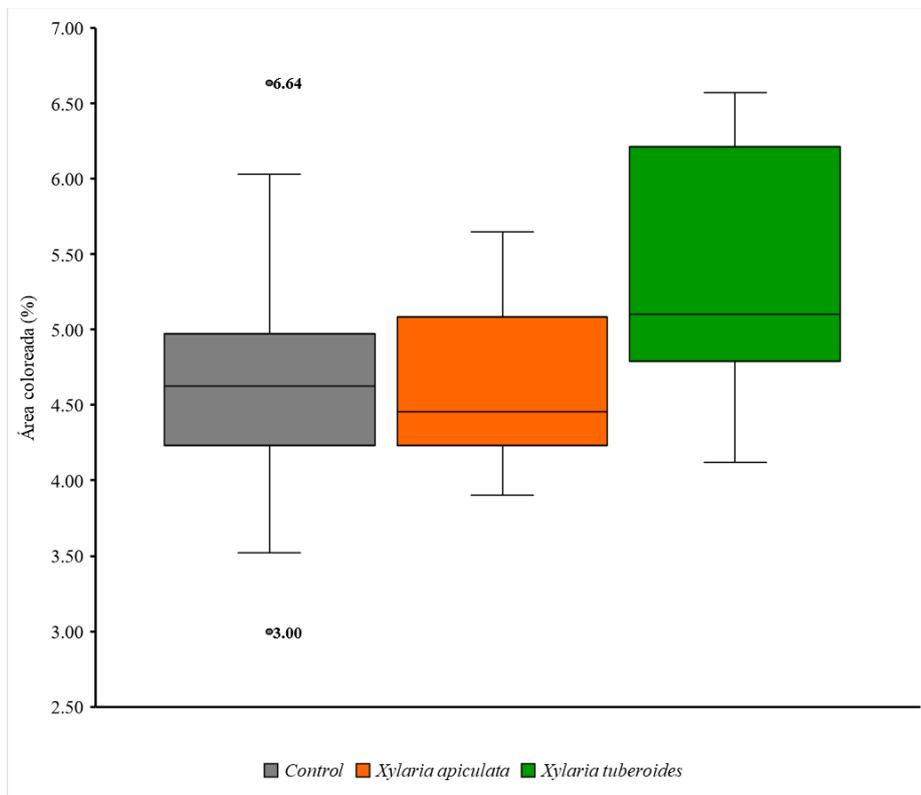


Figura 26: Diagrama de cajas del área interna coloreada de la decimocuarta semana de inoculación en *Simarouba amara*

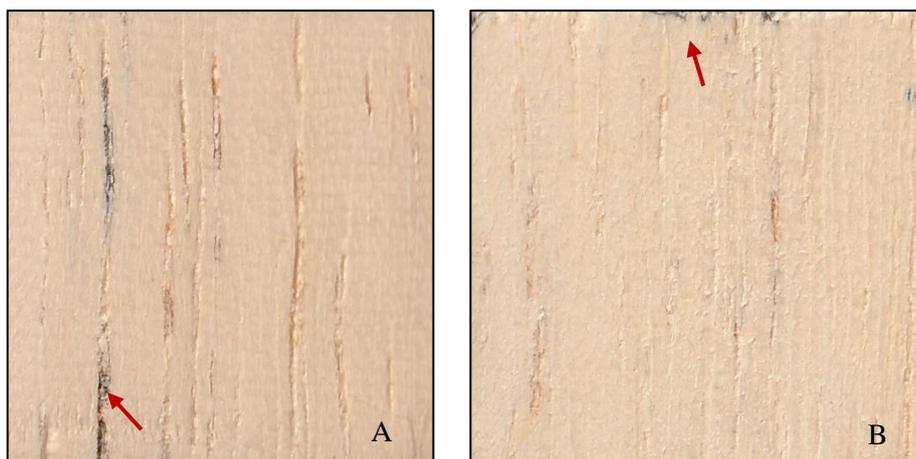


Figura 27: Parte interna de una probeta de *Simarouba amara* de la decimocuarta semana. (A) línea frontera en el vaso de un cubo inoculado con *Xylaria apiculata*. (B) presencia de línea frontera en el borde de la probeta inoculado con *Xylaria tuberoidea*. Las flechas rojas indican la línea frontera.

En el caso de *Guazuma crinita* se encontraron diferencias significativas en el factor hongo, ver figura 28. En *Xylaria apiculata* se observó cuatro cubos con regiones blanqueadas, no se observó presencia de líneas fronteras ni coloración. El valor de coloración interna fue de 7.56 %, significativamente mayor al valor base de área natural coloreada. En *Xylaria tuberoidea* se observó internamente un blanqueamiento muy evidente y homogéneo en los tres cubos que habían presentado mayor coloración externa. Se resalta también, que solo uno de estos cubos blanqueados presento línea frontera en la periferia del cubo, similar a lo observado en *Simarouba amara*. El valor de coloración interna con *Xylaria tuberoidea* fue de 12.06 %, significativamente mayor al valor base de área natural coloreada de esta madera.

Tabla 15: Análisis de varianza (ANOVA) de la coloración interna de *Guazuma crinita* inoculada con ascomicetos

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
Hongo	2	1.13e-10	***
Residuales	69		

Valores de significancia: *p<0.05, **p<0.01, ***p<0.001, n.s = no significativo

Tabla 16: Prueba Tukey del factor hongo en pigmentación de *Guazuma crinita* inoculada con los ascomicetos

	Diferencias	Inferior	Superior	p-ajustado
H4 -H6	1.105907	-0.5626828	2.774498	0.2578234
H5 – H6	5.609130	3.9405395	7.277720	0.0000000*
H5 – H4	4.503222	2.3185249	6.687920	0.0000157*

Donde: H4: *Xylaria apiculata*, H5: *Xylaria tuberoides* y H6: control; (*) diferencia significativa entre factores

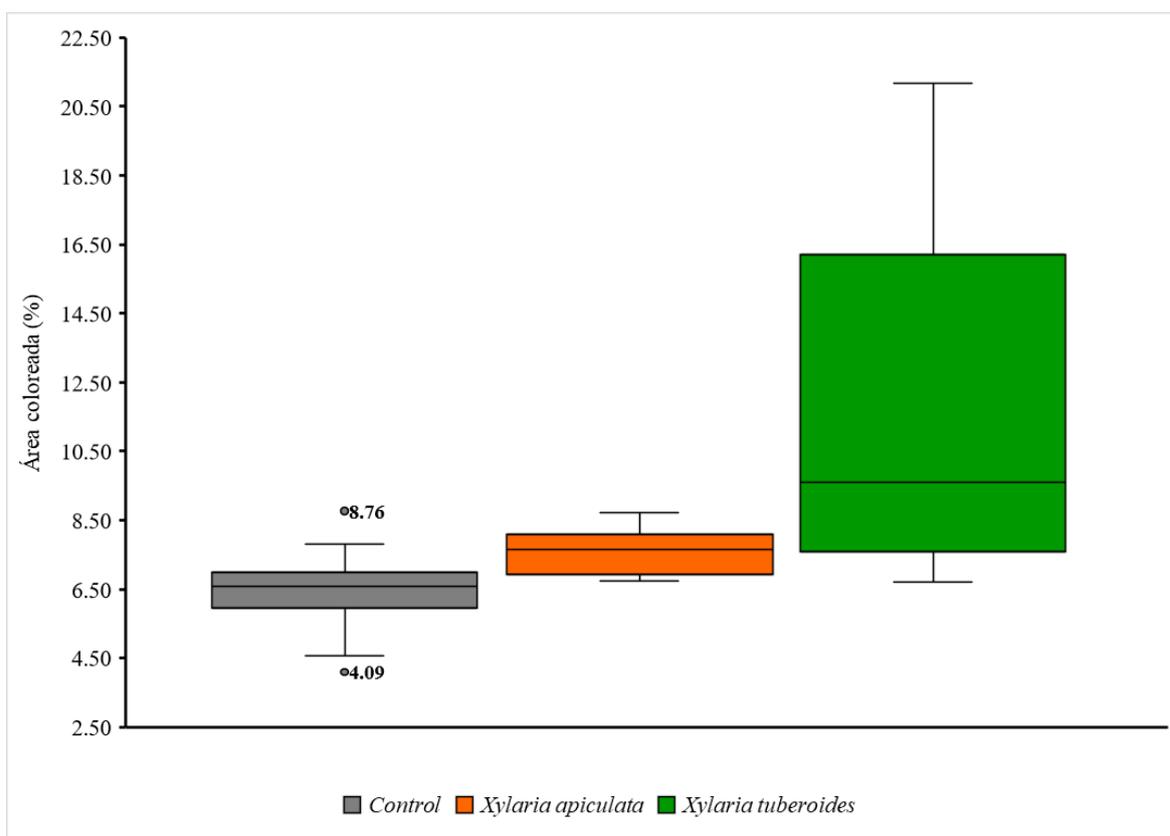


Figura 28: Diagrama de cajas del área interna coloreada de la decimocuarta semana de inoculación en *Guazuma crinita*



Figura 29: Ligero blanqueamiento de *Guazuma crinita* de la decimocuarta semana inoculado con *Xylaria apiculata*.

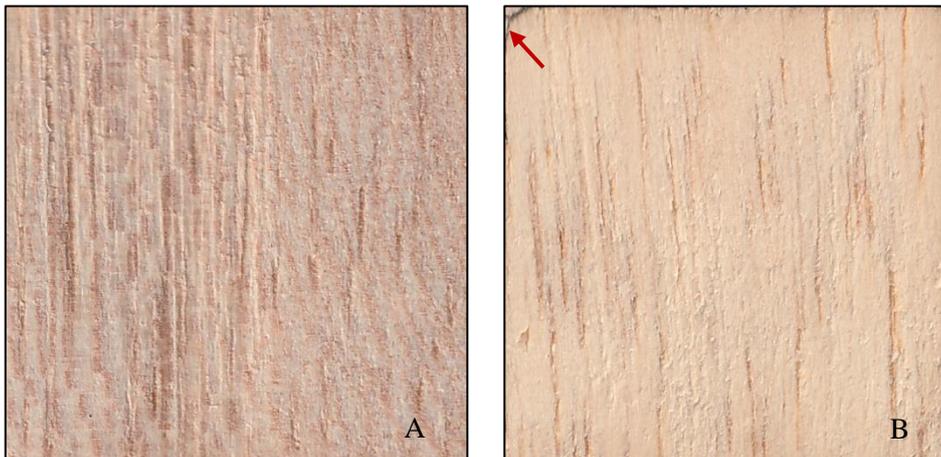


Figura 30: Parte interna de una probeta de *Guazuma crinita* de la decimocuarta semana inoculado con *Xylaria tuberoides*. (A) probeta sin cambios; (B) blanqueamiento y líneas fronteras en el borde de la probeta, la flecha roja indica la línea frontera.

4.4. Pérdida de peso

4.4.1. Evaluación de basidiomicetos

Con relación a la pérdida de peso, no se observó diferencias significativas en los hongos, ni periodo de incubación, mientras que, si se observó una diferencia significativa en las maderas y la interacción de los factores madera / periodo de incubación. Se observa que la pérdida de peso se mantuvo constante a lo largo del periodo de evaluación, ver figura 31.

Guazuma crinita tiene una significativamente mayor pérdida de peso a comparación de *Simarouba amara*, siendo 2.37 % y 1.63 % respectivamente, ver figura 32.

Tabla 17: Análisis de varianza (ANOVA) de la pérdida de peso con los basidiomicetos

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
A: Especie de hongo	2	0.875	n.s
B: Madera	1	5.49e-09	***
C: Periodo de incubación	5	0.570	n.s
A*B	2	0.683	n.s
A*C	10	0.942	n.s
B*C	5	3.52e-06	***
A*B*C	10	0.144	n.s
Residuales	280		

Valores de significancia: * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$, n.s = no significativo

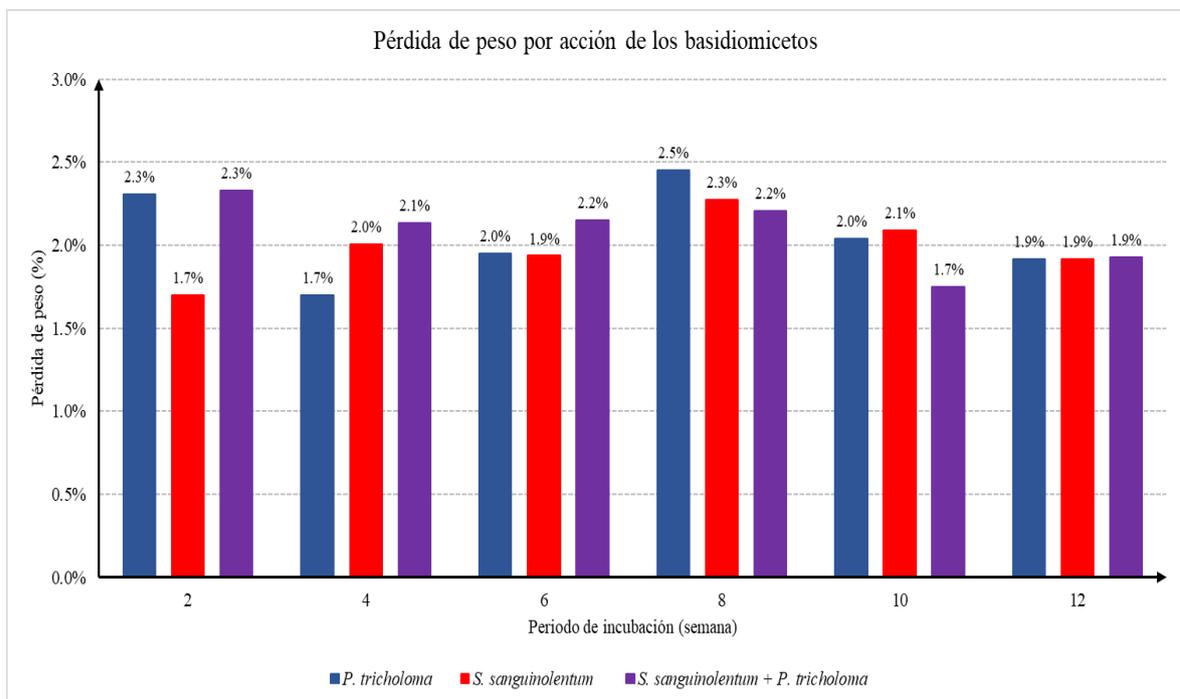


Figura 31: Pérdida de peso por acción de los hongos basidiomicetos evaluados

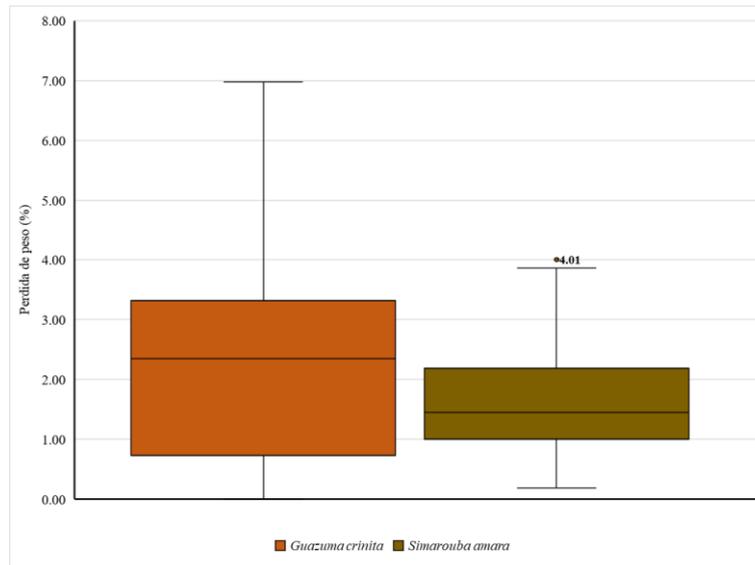


Figura 32: Diagrama de cajas de la pérdida de peso por acción de los basidiomicetos

4.2.1. Evaluación de ascomicetos

En el caso de los ascomicetos *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberosides* se observa que no existe diferencia significativa entre los hongos ni las maderas, pero si en el periodo de incubación y de la interacción de estos tres factores, ver figura 33. Esto se corrobora al observar la tendencia creciente a perder peso con el tiempo, sin embargo, hay que resaltar que los valores finales de pérdida de peso son bajos.

Tabla 18: Análisis de varianza (ANOVA) de la pérdida de peso con los ascomicetos

Fuente	Gl	Valor P	Nivel de significancia
Efectos principales			
A: Especie de hongo	1	0.4248	n.s
B: Madera	1	0.1001	n.s
C: Periodo de incubación	5	0.0012	**
A*B	1	0.0747	n.s
A*C	5	0.6208	n.s
B*C	5	0.9759	n.s
A*B*C	5	0.0339	*
Residuales	182		

Valores de significancia: *p<0.05, **p<0.01, ***p<0.001, n.s = no significativo

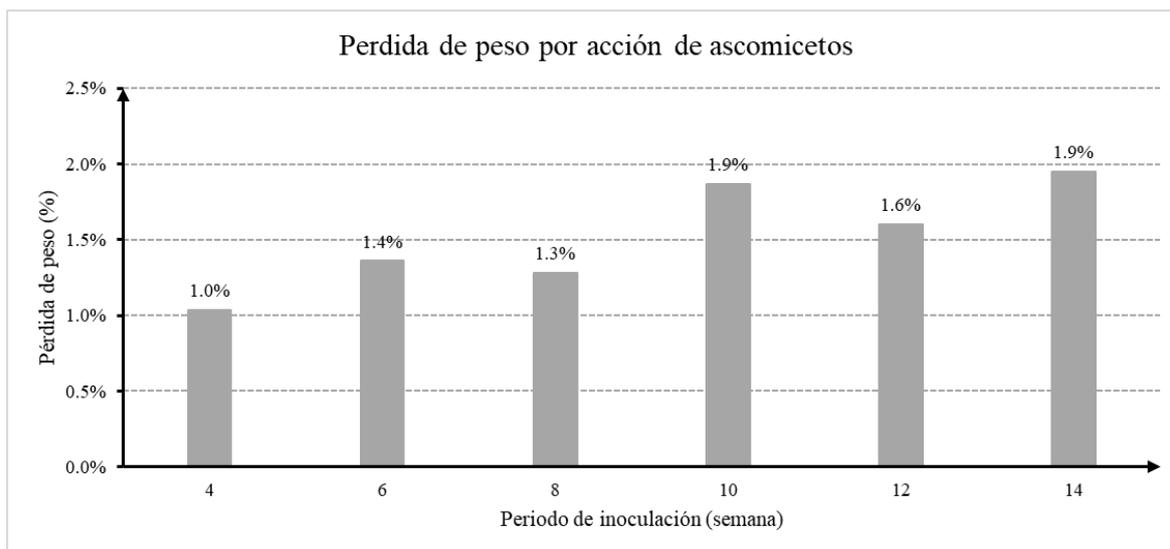


Figura 33: Pérdida de peso en *Guazuma crinita* por acción de los ascomicetos

Esta poca pérdida de peso ocasionado por *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoides* en *Guazuma crinita* y de *Simarouba amara* se explica en base a las conclusiones obtenidas por Liers *et al.* (2006) en su estudio en *Xylaria hypoxylon* y *Xylaria polymorpha* donde menciona que estos ascomicetos son capaces de degradar la lignina después de un periodo prolongado, pero en menor medida a lo que ocasiona un basidiomiceto.

Robinson *et al.* (2012) explican que el uso de vermiculita resulta en una inhibición sustancial del estado de descomposición debido a que contiene bastante menos cantidad de nitrógeno que el suelo y no contiene micronutrientes fundamentales. Robinson *et al.* (2009) mencionan que el uso de vermiculita genera una menor pérdida de peso y permite una mayor cantidad de líneas fronteras externas; en una prueba luego de ocho semanas usando *Xylaria polymorpha* en *Acer saccharum* comparando la tierra con la vermiculita como sustrato, señala que usando tierra se generó una pérdida de peso de 8.5% con una desviación estándar de 3.7 a comparación de la vermiculita donde sólo se perdió un 2.0 % con una desviación estándar de 0.7.

Contrastando los resultados de pérdida de peso con los obtenidos por Robinson *et al.* (2009), se encontró una pérdida de peso bajo. Si bien existieron diferencias significativas en el factor madera para basidiomicetos y en el tiempo de incubación para los ascomicetos, los bajos valores de pérdida de peso demuestran la poca afectación que ocurrió en los cubos, por lo

que la producción de madera espalteada en este ensayo no implicaría el deterioro de los cubos a un nivel en el cual su trabajabilidad pueda verse comprometida.

V. CONCLUSIONES

De los cuatro hongos evaluados, *Xylaria tuberoidea* presento la mejor aptitud en la producción de madera espalteada. Este genera blanqueamiento en la madera y produce pigmentación y líneas fronteras de color negro.

Xylaria apiculata y *Xylaria tuberoidea* producen pigmentación externa; y un blanqueamiento y líneas fronteras a nivel externo e interno. *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma* generan pigmentación externa de color marrón, sin observación de pigmentación interna.

La acción conjunta de *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma* genera mayor pigmentación que cada hongo de forma aislada, sin producir líneas fronteras.

Simarouba amara mostró mayor aptitud para producir madera espalteada que *Guazuma crinita* con *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*. En cambio, no hay diferencias entre maderas cuando son inoculadas con *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoidea*.

La pérdida de peso de *Simarouba amara* y *Guazuma crinita* por acción de los hongos *Stereum sanguinolentum*, *Polyporus tricholoma*, *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoidea* es baja. Por lo que la producción de madera espalteada puede definirse en base a la capacidad del hongo de producir cambios en la coloración natural de la madera.

VI. RECOMENDACIONES

Continuar la prueba de *Xylaria apiculata* y *Xylaria tuberoidea* usando periodos de incubación mayores para evaluar el tiempo de desarrollo del área espalteada interna.

Realizar la misma metodología empleada en maderas oscuras usando *Xylaria tuberoidea* y otros hongos para analizar el blanqueamiento que produce.

Hacer un estudio de mercado para determinar el potencial comercial de la madera espalteada en Perú y otras regiones de interés.

Realizar un estudio de la producción enzimática de peroxidasas de los hongos *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma* para determinar su influencia en los cambios de coloración en la madera.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Acevedo, M. & Kikata, Y. (1994). Atlas de Maderas del Perú.
- Amasifuen, W. (2017). Determinación del estado actual de la plantación mixta de *Simarouba amara* “Marupa” y *Couma macrocarpa* “Leche Caspi” en el CIEFOR- Puerto Almendra. Loreto / Perú. 2015. (Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana)
- Aróstegui, A. & Sato, A. (1970). Estudio de las Propiedades Físico-Mecánicas de la Madera de 16 Especies Forestales del Perú. Revista Forestal Del Perú, 4, 1–13.
- Aróstegui, A. (1974). Características tecnológicas y usos de la madera de 145 especies del país (Vol. 1).
- Bernardez, S. (2017). Procedimiento para la producción acelerada de madera espalteada y dispositivo para la producción acelerada de madera espalteada.
- Berrocal, A. (2007). Clasificación de daños producidos por agentes de biodeterioro en la madera. Kurú: Revista Forestal, 4(10), 1–9.
- Blanchette, R. (1980). Wood decomposition by *Phellinus (Fomes) pini*: a scanning electron microscopy study . Canadian Journal of Botany, 58(13), 1496–1503. <https://doi.org/10.1139/b80-183>
- Blanchette, R. (1984). Screening Wood Decayed by White Rot Fungi for Preferential Lignin Degradation. Applied and Environmental Microbiology, 48(3), 647–653. <https://doi.org/10.1128/aem.48.3.647-653.1984>
- Blanchette, R.; Wilmering, A.; Baumeister, M. (1992). The Use of Green-Stained Wood Caused by the Fungus *Chlorociboria* in Intarsia Masterpieces from the 15th Century. Holzforschung, 46(3), 225–232. <https://doi.org/10.1515/hfsg.1992.46.3.225>
- Boddy, L. & Heilmann-Clausen, J. (2008). Chapter 12: Basidiomycete community development in temperate angiosperm wood. British Mycological Society Symposia Series, 28(C), 211–237. [https://doi.org/10.1016/S0275-0287\(08\)80014-8](https://doi.org/10.1016/S0275-0287(08)80014-8)

- Boddy, L.; Owens, E.; Chapela, I. (1989). Small scale variation in decay rate within logs one year after felling: Effect of fungal community structure and moisture content. *FEMS Microbiology Letters*, 62(3), 173–183. [https://doi.org/10.1016/0378-1097\(89\)90110-9](https://doi.org/10.1016/0378-1097(89)90110-9)
- Campbell, A. (1933). Zone Lines in Plant Tissues. *Annals of Applied Biology*, 20(1), 123–145. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1933.tb07431.x>
- Cease, K.; Blanchette, R.; Highley, T. (1989). Interactions between *Scytalidium* species and brown- or white-rot basidiomycetes in birch wood. *Wood Science and Technology*, 23(2), 151–161. <https://doi.org/10.1007/BF00350937>
- Cerniglia, C. (1997). Fungal metabolism of polycyclic aromatic hydrocarbons: Past, present and future applications in bioremediation. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 19(5–6), 324–333. <https://doi.org/10.1038/sj.jim.2900459>
- Chavesta, M.; Montenegro, R. ; Tomazello-Filho, M.; Carnerio, M.; Nisgoski, S. (2019). Propiedades físicas en *Guazuma crinita* por medios convencionales y espectroscopia infrarroja cercana. *Maderas: Ciencia y Tecnología*, 21(4), 521–530. <https://doi.org/10.4067/s0718-221x2019005000408>
- Confederación Peruana de la Madera. (2008). Compendio de informacion tecnica de 32 especies forestales.
- Croan, S. (2000). Evaluation of White-Rot Fungal Growth on Southern Yellow Pine Wood Chips Pretreated with Blue-Stain Fungi. U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- Del Castillo, D. & Espiritu, J. (2015). Trabajabilidad de la madera del fuste de marupa y tornillo basado en el conocimiento de la estructura celular del xilema de la rama , Loreto , Perú. 6(1), 49–58.
- Donovan, G. & Nicholls, D. (2003). Consumer preferences and willingness to pay for character-marked cabinets from Alaska birch. *Forest Products Journal*, 53(11–12), 27–32.
- Evaristo, F. (2018). Resistencia de concreto $f_c=210\text{kg/cm}^2$ con adición de ceniza de viruta de madera- Huaraz - 2017.
- Fasanando, K. (2023). Influencia de los niveles del fuste en las propiedades físicas de la madera de Marupa (*Simarouba amara* Aubl.) de una plantacion de 11 años de edad en Pucallpa. (Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana). <http://repositorio.unu.edu.pe/bitstream/handle/UNU/3296/000001326T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Fournier, J.; Lechat, C.; Courtecuisee, R. (2020). The genus *Xylaria sensu lato* (*Xylariaceae*)

- in Guadeloupe and Martinique (French West Indies) II. Taxa with robust upright stromata. *Ascomycete.Org*, 12(3), 81–164.
- Gilbertson, R. (1980). Wood-Rotting Fungi of North America. *Mycological Society of America*, 1, 1–49. <https://doi.org/10.1080/00275514.1942.12020904>
- Golinski, P.; Krick, T.; Blanchette, R.; Mirocha, C. (1995). Chemical Characterization of a Red Pigment (5,8-Dihydroxy-2,7-Dimethoxy-1,4-Naphthalenedione) Produced by *Arthrographis cuboidea* in Pink Stained Wood. *Holzforschung*, 49(5), 407–410. <https://doi.org/10.1515/hfsg.1995.49.5.407>
- González, V. & Ames de Icochea, T. (1981). Pudricion de la madera de diez especies forestales por acción de cinco hongos xilofagos. *Revista Forestal Del Perú*, 10(12), 1–38. [http://cedinfor.lamolina.edu.pe/Articulos_RFP/Vol10_no1-2_80-81_\(14\)/vol10_art4.pdf](http://cedinfor.lamolina.edu.pe/Articulos_RFP/Vol10_no1-2_80-81_(14)/vol10_art4.pdf)
- Green, F.; Larsen, J.; Murmanis, L.; Highley, T. (1989). Proposed model for the penetration and Decay of wood by the Hyphal Sheath of the Brown-Rot Fungus *Poria Placenta*. *March*.
- Hale, M. & Eaton, R. (1985a). Oscillatory growth of fungal hyphae in wood cell walls. *Transactions of the British Mycological Society*, 84(2), 277–288. [https://doi.org/10.1016/s0007-1536\(85\)80079-6](https://doi.org/10.1016/s0007-1536(85)80079-6)
- Hale, M. & Eaton, R. (1985b). The Ultrastructure of Soft Rot Fungi. II. Cavity-Forming Hyphae in Wood Cell Walls (pp. 594–605).
- Heilmann-Clausen, J. (2001). A gradient analysis of communities of macrofungi and slime moulds on decaying beech logs. *Mycological Research*, 105(5), 575–596. <https://doi.org/10.1017/S0953756201003665>
- Highley, T. & Murmanis, L. (1987). Micromorphology of degradation in western hemlock and sweetgum by the white-rot fungus *Coriolus versicolor*. *Holzforschung*, 41(2), 67–72. <https://doi.org/10.1515/hfsg.1987.41.2.67>
- Humar, M.; Petrič, M.; Pohleven, F. (2001). Changes of the pH value of impregnated wood during exposure to wood-rotting fungi. *Holz Als Roh - Und Werkstoff*, 59(4), 288–293. <https://doi.org/10.1007/s001070100207>
- Junta del Acuerdo de Cartagena. (1981). Descripción general y anatomica de 105 maderas del grupo andino. Lima (Perú) JUNAC.
- Kirker, G.; Blodgett, A.; Arango, R.; Lebow, P.; Clausen, C. (2013). The role of extractives in naturally durable wood species. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 82, 53–58. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2013.03.007>

- Kreber, B. & Haslett, A. (1997). A study of some factors promoting kiln brown stain formation in radiata pine. *Holz Als Roh - Und Werkstoff*, 55(4), 215–220. <https://doi.org/10.1007/bf02990551>
- Liers, C.; Ullrich, R.; Steffen, K.; Hatakka, A.; Hofrichter, M. (2006). Mineralization of ¹⁴C-labelled synthetic lignin and extracellular enzyme activities of the wood-colonizing ascomycetes *Xylaria hypoxylon* and *Xylaria polymorpha*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 69(5), 573–579. <https://doi.org/10.1007/s00253-005-0010-1>
- Liese, W. (1970). Ultrastructural Aspects of Woody Tissue Disintegration. *Annual Review of Phytopathology*, 8(1), 231–258. <https://doi.org/10.1146/annurev.py.08.090170.001311>
- Loguercio Leite, C. (1992). El genero *Polyporus* (*Polyporaceae*) en la isla de Santa Catarina, Santa Catarina, Brasil. *Boletín de La Sociedad Argentina de Botánica*, 28, 27–36.
- Lopez-Real, J. & Swift, M. (1975). The formation of pseudosclerotia ('Zone lines') in wood decayed by *Armillaria mellea* and *Stereum hirsutum*. *Transactions of the British Mycological Society*, 64(3), 473–481. [https://doi.org/10.1016/s0007-1536\(75\)80146-x](https://doi.org/10.1016/s0007-1536(75)80146-x)
- Luley, C. (2006). Identificación del tipo de pudrición de la madera y hongos xilófagos en árboles urbanos. *Arborist News*.
- Lundell, T.; Mäkelä, M.; de Vries, R.; Hildén, K. (2014). Genomics, lifestyles and future prospects of wood-decay and litter-decomposing basidiomycota. In *Advances in Botanical Research* (1st ed., Vol. 70). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-397940-7.00011-2>
- Machuca, A. & Ferraz, A. (2001). Hydrolytic and oxidative enzymes produced by white- and brown-rot fungi during *Eucalyptus grandis* decay in solid medium. *Enzyme and Microbial Technology*, 29(6–7), 386–391. [https://doi.org/10.1016/S0141-0229\(01\)00417-3](https://doi.org/10.1016/S0141-0229(01)00417-3)
- McCurdy, M.; Nijdam, J.; Keey, R. (2002). Biological Control Of Kiln Brown Stain In Radiata Pine. *Maderas. Ciencia y Tecnología*, 4(2), 140–147. <https://doi.org/10.4067/S0718-221X2002000200004>
- Mena-Morales, C.; Morales-Rodríguez, C.; Vargas-Venegas, I.; Villalobos-Quintanilla, B.; Viquez-Muñoz, V. (2022). Aplicaciones biotecnológicas de la degradación bioquímica de madera por acción de hongos Xilófagos: pudrición parda y blanca. *Revista Tecnología En Marcha*, 36, 97–105. <https://doi.org/10.18845/tm.v36i2.5997>
- Miguel Castro, M.; Iwakiri, S.; Trianoski, R.; Gonzales Mora, H.; Miguel Cordova, C.

- (2019). Producción de tableros de partículas con Bolaina (*Guazuma crinita* Mart) procedente de una plantación de cuatro años. *Revista Ciência Da Madeira - RCM*, 10(3), 197–204. <https://doi.org/10.12953/2177-6830/rcm.v10n3p197-204>
- Ministerio de Comercio Exterior y Turismo. (2013). *Artesanía Peru Handicrafts* (p. 73).
- Mishra, D. (2020). Revision of Indian Stereaceae.
- Morris, H.; Smith, K. T.; Robinson, S. C.; Göttelmann, M.; Fink, S.; Schwarze, F. (2021). The dark side of fungal competition and resource capture in wood: Zone line spalting from science to application. *Materials and Design*, 201. <https://doi.org/10.1016/j.matdes.2021.109480>
- Orellana, G. (2014). Prospección y evaluación de síntomas y signos de enfermedades en especies forestales del campus de la Universidad Nacional Agraria La Molina. (Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Agraria la Molina).
- Osorio-Navarro, Y.; Valenzuela, R.; Bautista-Hernández, S.; Mendoza-González, A.; Mateo-Cid, L.; Raymundo, T. (2022). The genus *Xylaria* (*Xylariaceae*, Ascomycota) in the tropical dry forest from Mexico. *Acta Botanica Mexicana*, 129. <https://doi.org/10.21829/abm129.2022.2025>
- Papinutti, L. (2003). Enzimas ligninolíticas en *Fomes sclerodermeus*. (Tesis doctotal, Universidad de Buenos Aires).
- Perez, J. & Jeffries, T. (1992). Roles of manganese and organic acid chelators in regulating lignin degradation and biosynthesis of peroxidases by *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 58(8), 2402–2409. <https://doi.org/10.1128/aem.58.8.2402-2409.1992>
- Qin, L., Guo, M.; Qiu, J.; Liu, C. (2011). Study on the formation of wood zone line pattern induced by the fungi. *Advanced Materials Research*, 197–198, 190–193. <https://doi.org/10.4028/www.scientific.net/AMR.197-198.190>
- Quintero, J. (2011). Revisión: Degradación De Plaguicidas Mediante Hongos De La Pudrición Blanca De La Madera. Facultad Nacional de Agronomía, UniAntioquia, 64(1), 23.
- Ramírez, P. (2012). Utilización industrial y mercado de diez especies maderables potenciales de bosques secundarios y primarios residuales. <https://www.boe.es/buscar/pdf/2003/BOE-A-2003-20838-consolidado.pdf>
- Ramos, H.; Guzmán, D.; Trujillo, F. (2016). Durabilidad Natural De Dos Especies Forestales a La Accion De Dos Hongos Xilofagos Y Su Relación Con Sus Principios Basicos Activos. Congreso Nacional Forestal CONAFOR (2016).

- http://repositorio.inia.gob.pe/bitstream/inia/366/1/Ramos-durabilidad_natural.pdf
- Rayner, A. & Todd, N. (1977). Intraspecific antagonism in natural populations of wood-decaying Basidiomycetes. *Journal of General Microbiology*, 103(1), 85–90. <https://doi.org/10.1099/00221287-103-1-85>
- Rayner, A. & Todd, N. (1980). Population and Community Structure and Dynamics of Fung in Decaying Wood. 7, 333–420. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0065-2296\(08\)60090-7](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0065-2296(08)60090-7).
- Reynel, C.; Pennington, R.; Flores, C.; Daza, A. (2003). Árboles Útiles de la Amazonía Peruana y sus Usos: Un manual con apuntes de identificación, ecología y propagación de las especies. <https://doi.org/10.1037/0033-2909.126.1.78>
- Ribera, J.; Panzarasa, G.; Stobbe, A.; Osypova, A.; Rupper, P.; Klose, D.; Schwarze, F. (2019). Scalable Biosynthesis of Melanin by the Basidiomycete *Armillaria cepistipes*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 67(1), 132–139. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.8b05071>
- Rincón La torre, C. & Sibille Martina, A. (2006). Guía de Procesamiento Industrial: *Simarouba amara*. Guía de Procesamiento Industrial: Fabricación de Muebles Con Maderas Poco Conocidas-LKS., 20. <https://www.wwf.org.pe/?uNewsID=176924>
- Robinson, S. (2012). Developing fungal pigments for “painting” vascular plants. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 93(4), 1389–1394. <https://doi.org/10.1007/s00253-011-3858-2>
- Robinson, S. & Laks, P. (2010a). The Effects of Copper in Large-Scale Wood Systems. *Forest Products Journal*, 60, 490–495.
- Robinson, S. & Laks, P. (2010b). Wood species affects laboratory colonization rates of *Chlorociboria sp.* *International Biodeterioration & Biodegradation*, 64, 305–308. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2010.03.003>
- Robinson, S. & Laks, P. (2010c). Wood Species and Culture Age Affect Zone Line Production of *Xylaria polymorpha*. *The Open Mycology Journal*, 4, 18–21.
- Robinson, S.; Laks, P.; Richter, D. (2010). Stimulating spalting in sugar maple using sub-lethal doses of copper. <https://doi.org/10.1007/s00107-010-0479-x>
- Robinson, S.; Laks, P.; Turnquist, E. (2009). A method for digital color analysis of spalting wood using scion image software. *Materials*, 2(1), 62–75. <https://doi.org/10.3390/ma2010062>
- Robinson, S.; Richter, D.; Laks, P. (2009). Effects of substrate on laboratory spalting of sugar maple. 63, 491–495. <https://doi.org/10.1515/HF.2009.068>

- Robinson, S.; Tudor, D.; Cooper, P. (2012). Promoting fungal pigment formation in wood by utilizing a modified decay jar method. *Wood Sci Technol*, 46, 841–849. <https://doi.org/10.1007/s00226-011-0453-8>
- Robinson, S.; Tudor, D.; Cooper, P. (2011a). Feasibility of using red pigment producing fungi to stain wood for decorative applications. *Canadian Journal of Forest Research*, 41, 1722–1728. <https://doi.org/10.1139/X11-072>
- Robinson, S.; Tudor, D.; Cooper, P. (2011b). Utilizing pigment-producing fungi to add commercial value to American beech (*Fagus grandifolia*). <https://doi.org/10.1007/s00253-011-3576-9>
- Robinson, S.; Tudor, D.; Hipson, S.; Snider, H.; Ng, S.; Korshikov, E.; Cooper, P. (2013). Methods of inoculating *Acer spp.*, *Populus tremuloides*, and *Fagus grandifolia* logs for commercial spalting applications. 351–357. <https://doi.org/10.1007/s10086-013-1335-5>
- Robinson, S. (2011). Spalted wood, health and safety. *American Woodturner*, 8.
- Robinson, S.; Laks, P.; Richter, D.; Pickens, J. (2007). Evaluating loss of machinability in spalted sugar maple. *Forest Products Journal*, 57, 33–37.
- Robinson, S.; Richter, D.; Laks, P. (2007). Colonization of sugar maple by spalting fungi. *Forest Products Journal*, 57, 24–32.
- Schwarze, F. (2004). Heart rot and wood decay. *Encyclopedia of Forest Sciences*, 1992, 808–816.
- Schwarze, F. (2007). Wood decay under the microscope. *Fungal Biology Reviews*, 21(4), 133–170. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2007.09.001>
- Singh, T. & Singh, A. (2016). White and Brown Rot Fungi as Decomposers of Lignocellulosic Materials and Their Role in Waste and Pollution Control. September, 233–247. https://doi.org/10.1007/978-3-319-42852-9_9
- Tran-Ly, A.; Reyes, C.; Schwarze, F.; Ribera, J. (2020). Microbial production of melanin and its various applications. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 36(11), 1–9. <https://doi.org/10.1007/s11274-020-02941-z>
- Tudor, D. (2013). Fungal Pigment Formation in Wood Substrate by Fungal Pigment Formation in Wood Substrate. (Tesis Doctoral, University of Toronto).
- Vasiliadou, I.; Molina, R.; Pariente, M.; Christoforidis, K.; Martinez, F.; Melero, J. (2019). Understanding the role of mediators in the efficiency of advanced oxidation processes using white-rot fungi. *Chemical Engineering Journal*, 359, 1427–1435. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2018.11.035>

- Vega Gutierrez, P. & Robinson, S. (2020). Complexity of biodegradation patterns in spalted wood and its influence on the perception of US woodturners. *European Journal of Wood and Wood Products*, 78(1), 173–183. <https://doi.org/10.1007/s00107-019-01488-7>
- Vega Gutierrez, P. & Robinson, S. (2017). Determining the presence of spaltedwood in Spanish marquetry woodworks of the 1500s through the 1800s. *Coatings*, 7(11), 1–14. <https://doi.org/10.3390/coatings7110188>
- Vega Gutierrez, P. & Robinson, S. (2019). Understanding the demographics of U . S . woodturners and their knowledge of spalted wood. *International Wood Products Journal*, 10(2), 39–48. <https://doi.org/10.1080/20426445.2019.1613748>
- Vega Guti errez, S. (2016). Spalting Fungi: Genetic Identification, Material Interactions and Microscopical Characteristics of Extracted Pigments.
- Vega Gutierrez, S.; Hazell, K.; Simonsen, J.; Robinson, S. (2018). Description of a naphthoquinonic crystal produced by the fungus *Scytalidium cuboideum*. *Molecules*, 23(8). <https://doi.org/10.3390/molecules23081905>
- Vega Guti errez, S. & Robinson, S. (2015). Potential of spalting moderate value wood species in Peru Potential of spalting moderate value wood species in Peru. *International Wood Products Journal*, 6, 165–168. <https://doi.org/10.1179/2042645315Y.0000000012>
- Weber, G.; Chen, H.; Hinsch, E.; Freitas, S.; Robinson, S. (2014). Pigments extracted from the wood-staining fungi *Chlorociboria aeruginosa*, *Scytalidium cuboideum*, and *S. ganodermophthorum* show potential for use as textile dyes. 445–452. <https://doi.org/10.1111/cote.12110>
- Worrall, J.; Anagnost, S.; Zabel, R. (1997). Comparison of wood decay among diverse lignicolous fungi. *Mycologia*, 89(2), 199–219. <https://doi.org/10.2307/3761073>
- Yalle, S. (1999). Evaluación de la durabilidad natural de la *Guazuma crinita* mart. (bolaina blanca) a tres niveles, al ataque de cuatro hongos xilófagos-Pucallpa. (Tesis de licenciatura) Univerdidad Nacional de Ucayali, Pucallpa.
- Zabel, R. & Morrell, J. (1992). *WOOD MICROBIOLOGY. Decay and Its Prevention*. 2a Ed.

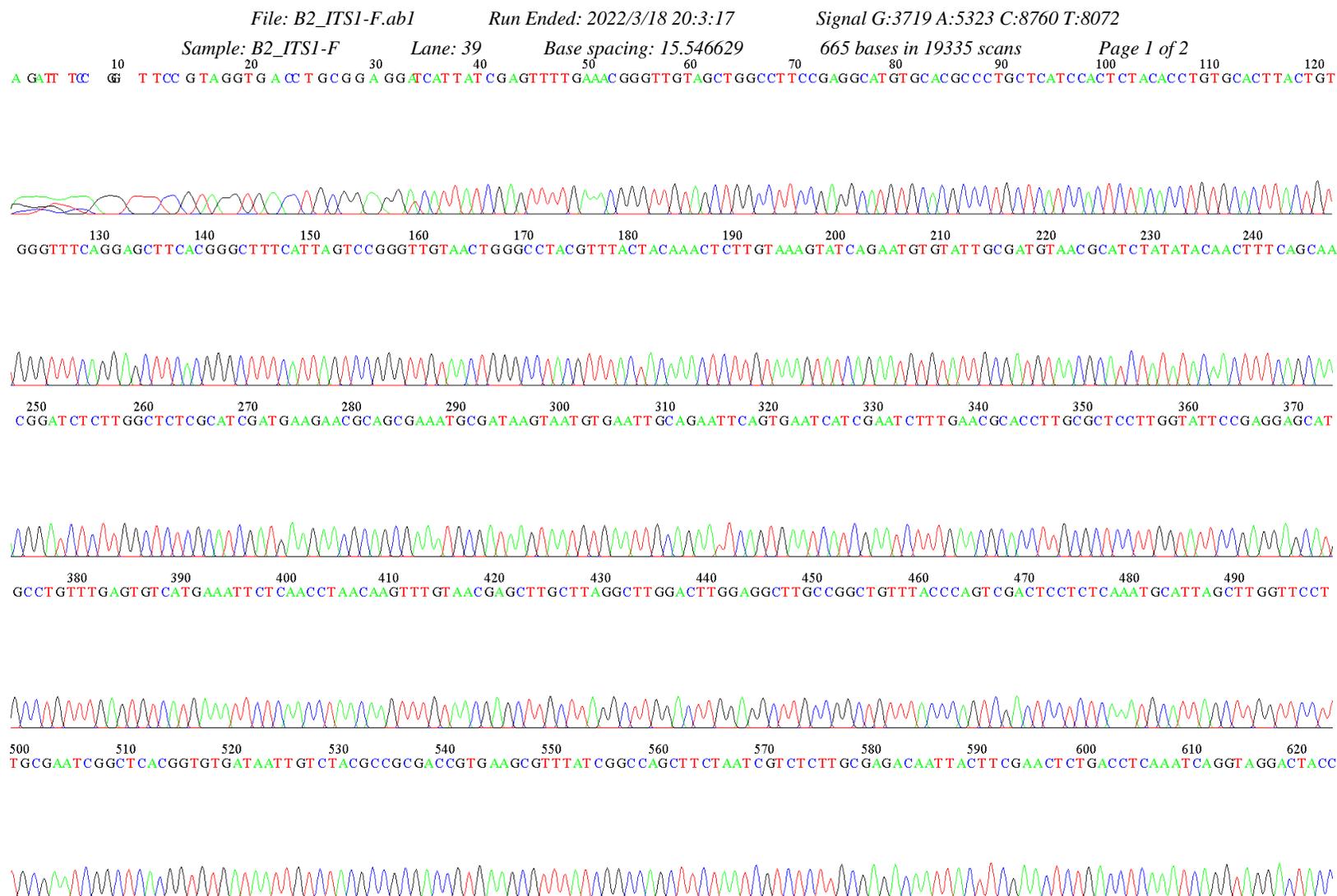
VIII. ANEXOS

Anexo 1: Coordenadas de las muestras colectadas

Código de muestra	X	Y
A	461362.41	8773376.07
B1, B2	461418.12	8773366.41
C	461421.72	8773371.72
D	461417.36	8773369.06
E1, E2	461299.51	8773286.87
F1, F2, F3	461308.77	8773300.49
G	461315.64	8773313.87
H	461384.50	8773357.74
I1, I2	461382.86	8773358.51
J	461109.08	8773344.70
K	461551.25	8773368.33
L	461533.45	8773365.88
M	461478.65	8773345.80
N, Ñ	461437.19	8773316.01
O	461394.38	8773311.87
P	461401.48	8773312.98
Q, R	461394.07	8773300.14
S	461819.64	8773318.56
T	461431.84	8773402.25
U1, U2	461417.11	8773392.06
V	461429.81	8773363.10
W	461431.12	8773362.88
X	461432.98	8773359.57
Y	461424.68	8773360.89
Z	461418.02	8773357.67
AB	461591.00	8773495.00
IRD	461495.00	8773426.00

Anexo 2: Secuenciación de *Polyporus tricholoma*

Marcador *ITS 1F*



File: B2_ITS1-F.ab1

Run Ended: 2022/3/18 20:3:17

Signal G:3719 A:5323 C:8760 T:8072

Sample: B2_ITS1-F

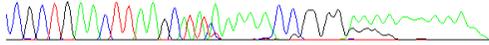
Lane: 39

Base spacing: 15.546629

665 bases in 19335 scans

Page 2 of 2

630 640 650 660
CGCTGAACTTAAGCATAAAAACCAGGAGGAGAAAA



File: B2_ITS4.ab1

Run Ended: 2022/3/18 20:3:17

Signal G:3772 A:6052 C:8870 T:6826

Sample: B2_ITS4

Lane: 37

Base spacing: 15.635955

1319 bases in 19926 scans

Page 2 of 2

630 640 650 660 670 680 690 700 710 720 730 740 750
TTGTTACGACTTTTAC TCTAAT TAAATCCQC AAAAAAG AAAAAAAAAA GGGGGG GTGTAATAGAA TGGGTTGTTA TTTGTAATG TTTAGTGTATGT AGGGATAGTGGGTAAGATA AGGAGA



760 770 780 790 800 810 820 830 840 850 860
GAAA TAGAT GTT GGA GA GGT GTTAGT AATGATGAT GA GAAA A A GGGT GAT GTTGT AGGTATG TTTAAGTGGATGTGTG AGTTA TAGGT TAG TAAGGTTGA TGGTTGT

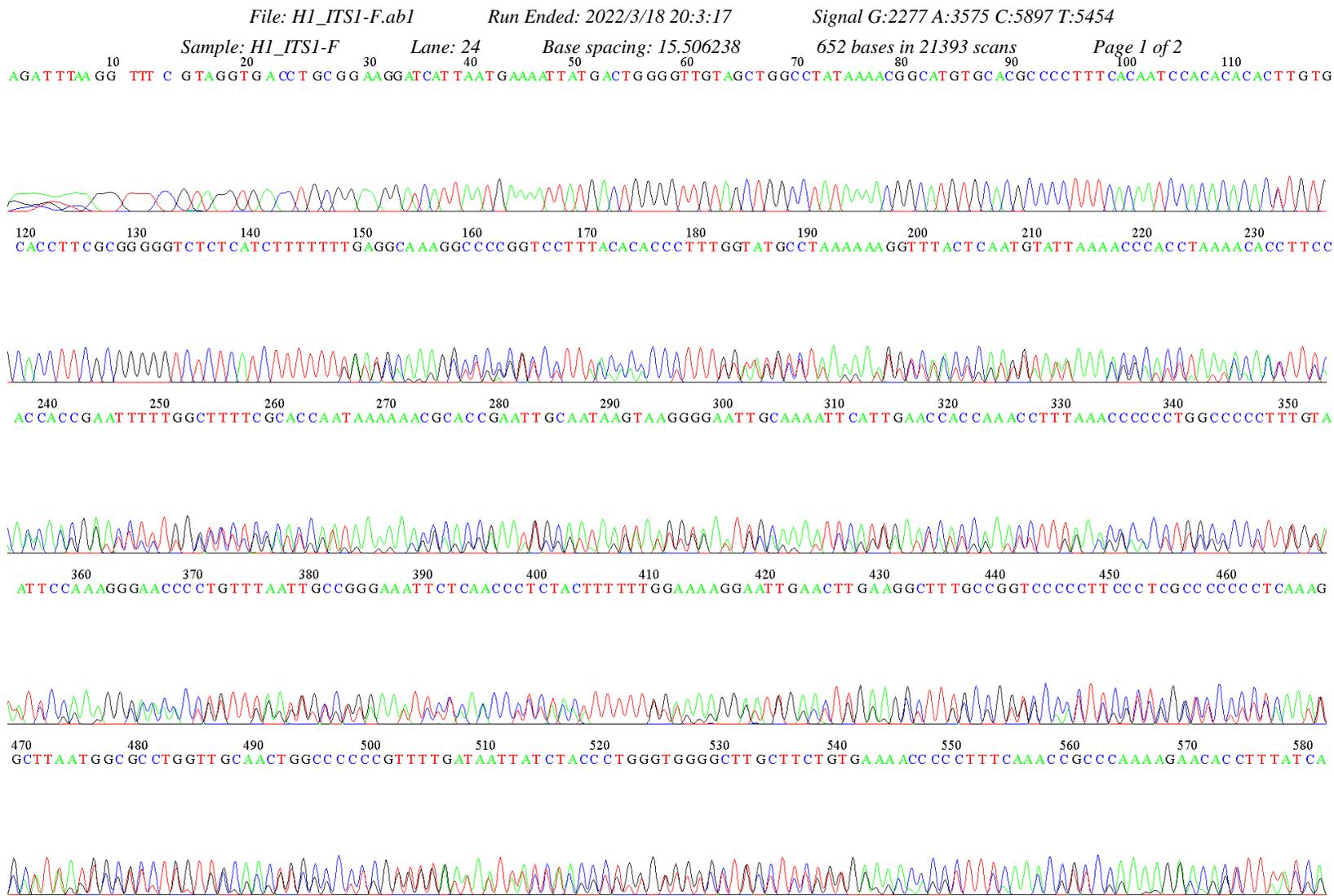
870 880 890 900 910 920 930 940 950 960 970 980
GAGATGAGTAGGATATTGATAATAGAAATTAGAGAGGATGGGATGATTTTTAA TAAAATTAGTAT AATAAATAAGAGGAAATATAAGTA TT TGA GGGGGATGGGAGGTTAGT

990 1000 1010 1020 1030 1040 1050 1060 1070 1080 1090
TGA GGTAGGTTT T TGGTTTGTATT GGGAGGGTGAAGA GAGTTGGTGGTTT TTTTGTATTAAAT TGTGTAGTTT AAGAAAGTTGTAGTTT AGAAAGAA

1100 1110 1120 1130 1140 1150 1160 1170 1180 1190
AATGGA TTTATTTTAT TGT TTTTGTGGTGGAT TGGGGAAGAATTATT TGGGGGGAATGGGTGAATGGAAGTGTAGAAAAGTGGTGTGAATGTGAAATAAGGTTGT

Anexo 3: Secuenciación de *Stereum sanguinolentum*

Marcador *ITS 1F*



File: H1_ITS1-F.ab1

Run Ended: 2022/3/18 20:3:17

Signal G:2277 A:3575 C:5897 T:5454

Sample: H1_ITS1-F

Lane: 24

Base spacing: 15.506238

652 bases in 21393 scans

Page 2 of 2

590 600 610 620 630 640 650
AATTTTGACCCCAAATCAGGTGGAACTCCCGCTAACTTTAACCATAA TAAAGCCGGGGAAAA AAAAAAAAAA



Marcador ITS4

File: H1_ITS4.ab1

Run Ended: 2022/3/18 20:3:17

Signal G:3657 A:6311 C:8951 T:6857



Sample: H1_ITS4

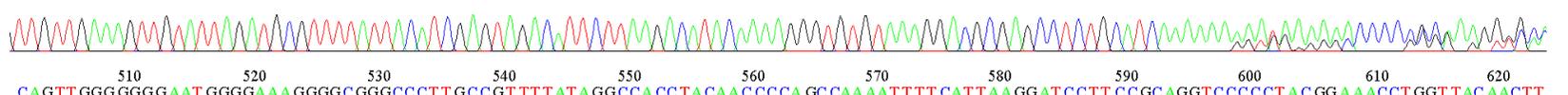
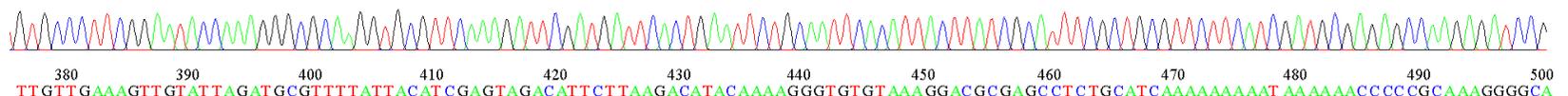
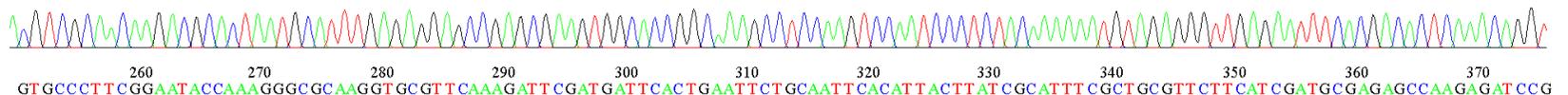
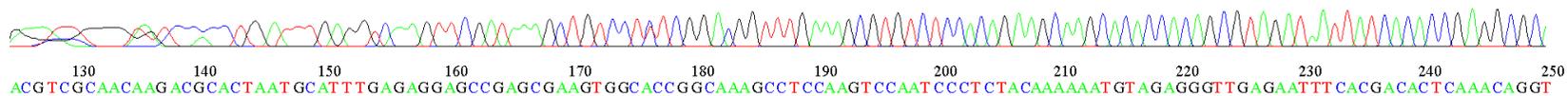
Lane: 22

Base spacing: 15.577534

658 bases in 20822 scans

Page 1 of 2

A G A G T G G G C T G T C C A C C T G A T T T G A G G T C A A A G T T C G A T A A A G C T G T C C T T T C G G A C G G T T T G A A A G C G T G T C T C C A C A G A A G C A A G C A C C C A C A G C G T A G A T A A T T A T C A C A C C G A G G C G C



File: H1_ITS4.ab1

Run Ended: 2022/3/18 20:3:17

Signal G:3657 A:6311 C:8951 T:6857

Sample: H1_ITS4

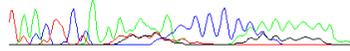
Lane: 22

Base spacing: 15.577534

658 bases in 20822 scans

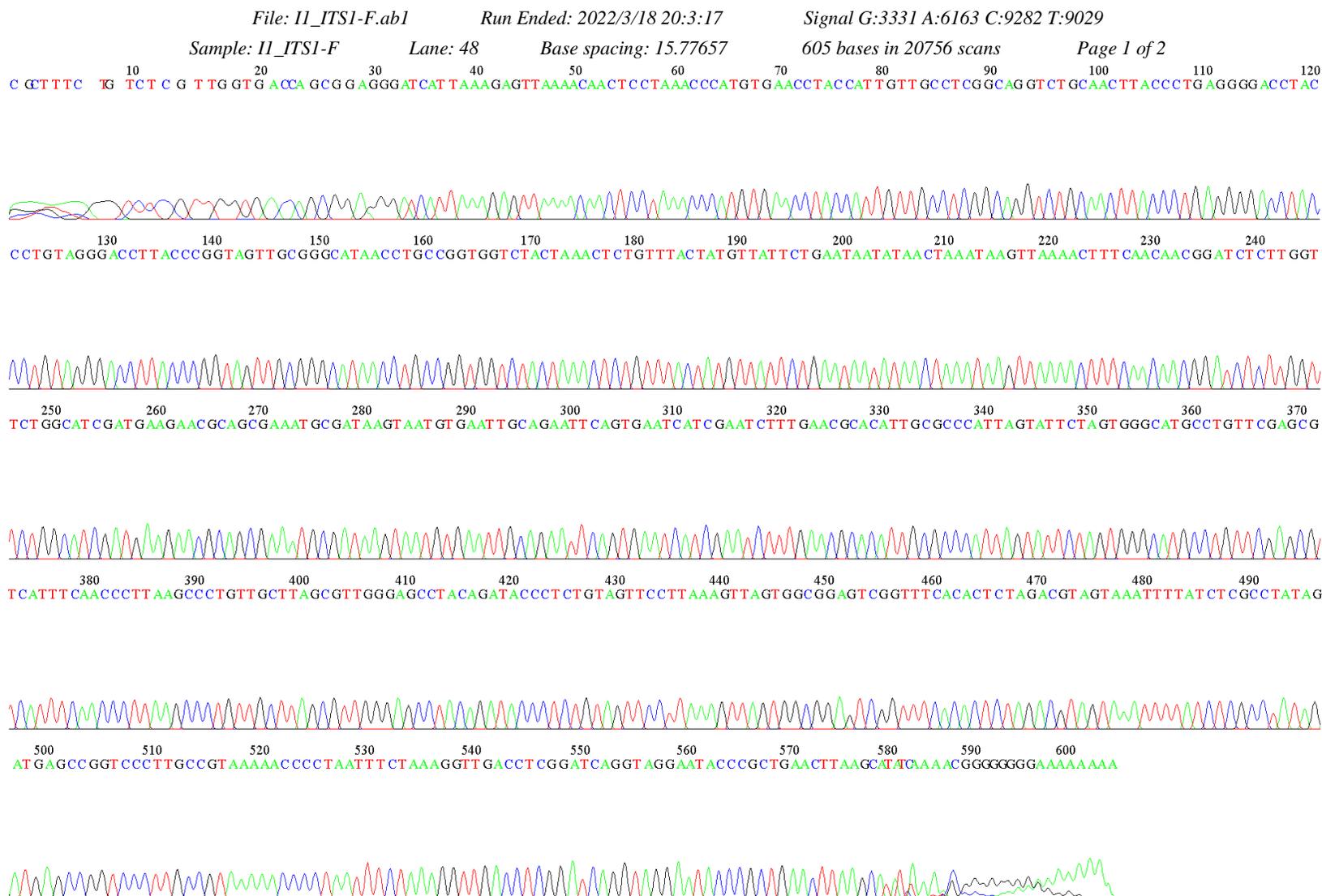
Page 2 of 2

630 640 650
TAACTCCAA GTTAC CCCCCAAAAA AAGGTAA AAA



Anexo 4: Secuenciación de *Xylaria apiculata*

Marcador *ITS 1F*



File: N1 ITS1-F.ab1

Run Ended: 2022/5/28 7:27:46

Signal G:3763 A:6835 C:9412 T:11409

Sample: N1 ITS1-F

Lane: 57

Base spacing: 15.362145

851 bases in 21954 scans

Page 2 of 2

620 630 640 650 660 670 680 690 700 710 720
G T TGGT G GGG G G T GGGCGGG CCTGTGC GTT CGCCGCCTATCTCT CCGGG CC GG TG C C T GTTCGGG CCGGTGC GTGCTTCTCTT C GCTAC CGTGGCGGC GGGCAG

730 740 750 760 770 780 790 800 810 820
CCTA GTCGG GTGTT CCGGTGA GAACA GTAGA CGGGT GT T CCAACT CTTGTCGCCCTCTACTC GGA CGATGCCACGAA A CCCAGCTGG AATT GTAA GTCGTA GC G

830 840 850
ACACG AAGCGCCGGTCGCATCG

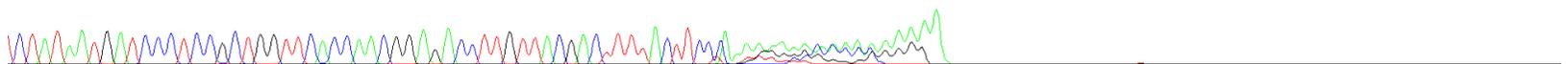
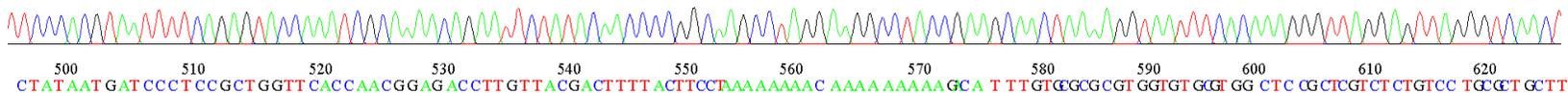
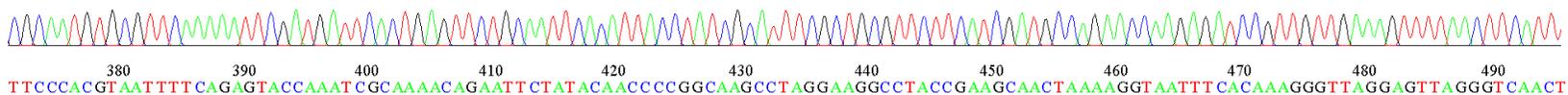
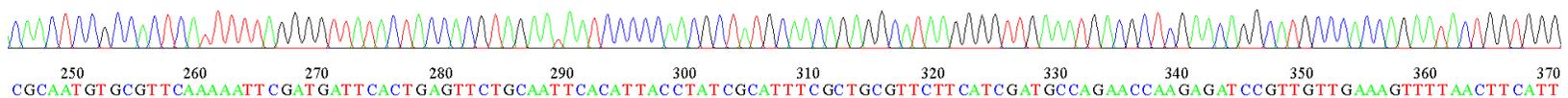
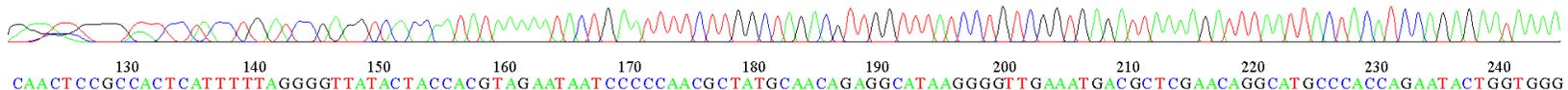
Marcador ITS4



File: N1_ITS4.ab1 Run Ended: 2022/5/28 7:27:46 Signal G:2899 A:6248 C:9984 T:9011

Sample: N1_ITS4 Lane: 55 Base spacing: 15.232582 1903 bases in 23286 scans Page 1 of 2

AGGAA T G ¹⁰ ²⁰ ³⁰ ⁴⁰ ⁵⁰ ⁶⁰ ⁷⁰ ⁸⁰ ⁹⁰ ¹⁰⁰ ¹¹⁰ ¹²⁰
CT CC TACC TG ATCC GAGGTC ACCAATATAAAAATACTG AATTTTCTTG GCTAG ACGTTGGTTTATCCTGT CGGT GAG AT TAAAAGATTTAATTACTACATCCAGAGAATAAAA



File: NI_ITS4.ab1

Run Ended: 2022/5/28 7:27:46

Signal G:2899 A:6248 C:9984 T:9011

Sample: NI_ITS4

Lane: 55

Base spacing: 15.232582

1903 bases in 23286 scans

Page 2 of 2

630 640 650 660 670 680 690 700 710 720 730 740 750
CTCG CC TG CTT GGT G CT TG CCG CT GTG TGGTGTGGTTTACG T G AG AGACACTATAACGT GAAAGATGAA CCA GGAGCTAGTTTC AAGTTATC GGT GAA GGTG CCTTTCTTTCAGCACG

760 770 780 790 800 810 820 830 840 850 860 870 880
CAGGCTGTAACGTACCAGAG AAGCAGGTCGAG GACCACGTGGCGG TGT CAACACTCAG GTACCGAGGTAGT CCCACGTAA CCT TC GTCATTCCTCTTTCC GACCGATGTTCT CACGGAAG AACGACAG

890 900 910 920 930 940 950 960 970 980 990 1000 1010 1020 1030
CAAGGGAAA GTACCTAGGGG AATGTTGGTAG TCACC GGAGTCCGCGACCTA GCT GA GAATCCCGTGGGTCTAAATTATCAGCGAA GACCGTGCCTGGTTCG GCG GGATT CCGTATA GAAGA GA A AAAT A GTGAC

1040 1050 1060 1070 1080 1090 1100 1110 1120 1130 1140 1150 1160
AGTGAAGAGTA GGAA GAGAAGAG AGAG AATC TAAAATCCA GC CCTTCTCG GAGAC GC GCGCACTAT AAATCTC GA GG GG GAA GCTGATCG CC GGAGCCGTGCGGATTTGT ACACCGGCCA GGTGG

1170 1180 1190 1200 1210 1220 1230 1240 1250 1260 1270 1280 1290
GGGGGTCG AGGCGGTACTCGTTAAA GGGGGG TGTGTGTA ATTCTCTTCTCGAC GGGCG AAA TATA TGG CGTGT TA CAATGTGATGT GGAGA ATATGA CACTTATA GACAC TGT CGCTCCA AATGGA

Anexo 6: Descripción de *Xylaria tuberiodes*

Estroma disperso o en grupos pequeños sobre la superficie del hospedero, subgloboso a obovado, sobre un estípite corto central a excéntrico, ocasionalmente sésil y deprimido-esférico, de 4-30 mm de longitud total x 5-18 mm de diámetro, estípite cuando está presente bien definido de 2-12 mm de altura x 2-4 mm de diámetro, liso, de marrón a negro; la superficie grisácea plateada a marrón grisácea oscuro, interior sólido, blanquecino con conspicuos tonos vinaceos en estado fresco, en estado seco se observa hebras fibrosas orientadas radialmente. **Peritecio** subgloboso, de 0.5-0.9 mm de diámetro, ostiolo inconspicuo de 30-40 μm de ancho de base, negro. **Ascas** cilíndricas con 6 a 8 ascosporas levemente superpuestas, la parte donde se ubican las esporas de 157-180 x 8.5-10 μm , estípite 82-144 μm de longitud, con un pequeño cilíndrico a suavemente tubular aparato apical. **Ascosporas** de 23-28.9 x 6-7.4 μm , fusoides inequilaterales a navicular con extremos redondeados estrechos o anchos, marrón oscuro (Fournier *et al.* 2020).



Anexo 7: Descripción de *Xylaria apiculata*

Estroma simple o ramificado, cilíndrico de 11-23 de longitud x 1-2 mm de diámetro. Contornos de los peritecios visibles debajo de la superficie, ectostroma con una capa pálida que se divide en estriaciones verticales o escamas debido al desarrollo de los ascomas, endostroma blanquecino y textura suave. **Peritecios** globosos- ostiolos, finamente papilados, de 300 x600 μm de diámetro. **Ascas** octosporadas, cilíndrica, de 110-180 x 12-15 μm . **Ascosporas** de 22.28 x 9-14 μm , elipsoides a naviculares, inequilaterales con puntas estrechas a ampliamente redondeadas, color marrón (Osorio-Navarro *et al.* 2022).



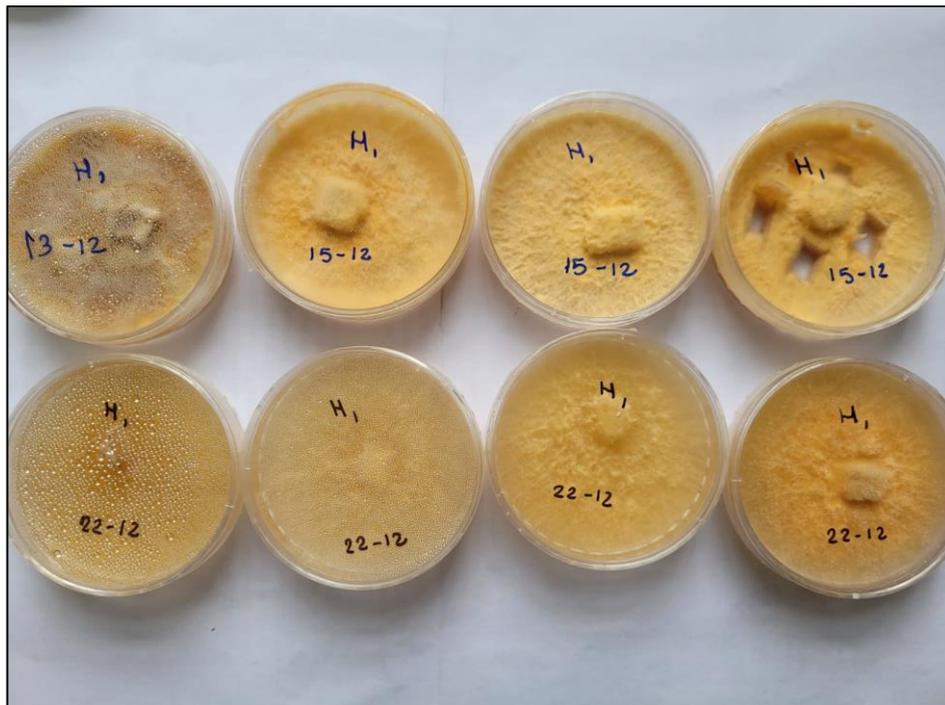
Anexo 8: Descripción de *Polyporus tricholoma*

Basidiocarpo anual, solitario, central a excéntricamente estípitado, delgado, píleo aplanado a umbonado; superficie superior lisa, de color castaño amarillento, a castaño fuerte, margen delgado, achatado, cuando seco deflexo; presencia variable de cilios en el margen, de abundantes a ausentes color castaño fuerte; superficie himenial amarilla, de poros circulares a angulares 6 a 10 mm, disepimentos delgados; estípite concoloro con el píleo, liso a ligeramente arrugado cuando seco, 1 a 3 mm de largo muy delgado, puede presentar ensanchamiento en la porción basal. **Sistema hifal** dimítico, hifas generativas fibuladas, de pared delgada, de 1.8-2.16 μm de diámetro; hifas ligadoras hialinas a ligeramente amarillenta, eje principal de 5.40-7.2 μm de diámetro, con ramificaciones dicotómicas, extremidades hifales de 1.08-2.16 μm de diámetro. **Basidios** claviformes, con paredes delgadas, hialinos, con 4 esterigmas; base fibulada de 7.92-10.08 x 3.60 -4.32 μm . **Basidiósporas** cilíndricas, hialinas, de paredes delgadas, de 5.76-7.20 x 2.16-2.52 μm , inamiloides, indextrinoides (Loguercio, 1992).



Anexo 9: Descripción de *Stereum sanguinolentum*

Basidiocarpo separado a gregario, efuso-refleja a pileado, orbicular, coriáceo, de margen finamente tomentoso a entero, píleo de 5-25 mm de ancho y sobresaliente de 5 a 10 mm, lateralmente imbricado, ondulado y a veces crenado o inciso; superficie superior gris amarillenta, gris dorada, gris anaranjado, gris parduzco a naranja parduzco, marrón claro; superficie de himenio gris anaranjado, marrón cuando esta viejo, liso a finamente tuberculado, algunas veces finamente agrietado, contexto blanquecino a pálido, separado del tomento por una cutícula. **Sistema hifal** dimítico, hifas generativas de 2.4-4 μm de ancho, hialina, pared delgada a ligeramente gruesa, septada; hifas esqueléticas de 3-8 μm de ancho, no ramificadas, aseptadas. **Cistidios** de dos tipos, ambos numerosos, pseudocistidios usualmente de 100 μm o algunas veces mayor a 200 μm de longitud, 4.8-10.2 μm de ancho, marrón amarillento, pared gruesa excepto en el ápice; acanthocistidios de 24-36 x 2.4-4 μm , hialino, de pared gruesa con protuberancias de hasta de 2 μm de longitud. **Basidias** de 24-44 x 4.4-7.2 μm , estrechamente clavadas, con 4 esterigmas. **Basidiósporas** de 6-10 x 2.2-4.2 μm , estrechamente elipsoide a cilíndrico, amiloide (Mishra, 2020).



Anexo 10: Pigmentación de *Stereum sanguinolentum* en *Guazuma crinita*

<i>Stereum sanguinolentum</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	C32	5.070	N.E.
		A19	3.962	N.E.
		B3	4.931	N.E.
	Repetición 2	A36	4.071	N.E.
		E43	6.259	N.E.
		D43	4.476	N.E.
	Repetición 3	C53	5.051	N.E.
		D31	3.693	N.E.
		B14	6.242	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	A39	9.724	N.E.
		B18	7.861	N.E.
		E52	10.727	N.E.
	Repetición 2	C49	7.869	N.E.
		D38	6.841	N.E.
		E53	7.435	N.E.
	Repetición 3	A4	4.131	N.E.
		C48	7.159	N.E.
		B13	5.848	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	A9	6.085	N.E.
		E42	15.599	N.E.
		D8	6.982	N.E.
	Repetición 2	D23	10.295	N.E.
		C34	11.758	N.E.
		B22	10.241	N.E.
	Repetición 3	A45	9.997	N.E.
		B7	7.646	N.E.
		E35	15.650	N.E.
Octava semana	Repetición 1	D21	15.509	N.E.
		C50	12.624	N.E.
		E41	7.230	N.E.
	Repetición 2	C46	9.337	N.E.
		A44	11.692	N.E.
		B12	12.049	N.E.
	Repetición 3	A38	11.086	N.E.
		E50	7.522	N.E.
		D24	7.717	N.E.
Decima semana	Repetición 1	D46	10.717	N.E.
		C30	8.791	N.E.
		B23	14.426	N.E.
	Repetición 2	E56	13.604	N.E.
		B5	11.932	N.E.
		A43	6.023	N.E.
	Repetición 3	C37	10.920	N.E.
		D6	6.984	N.E.
		E46	8.293	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	A50	12.934	N. O.
		B28	9.813	N. O.
		C33	11.105	N. O.
	Repetición 2	E39	14.196	N. O.
		A54	14.069	N. O.
		D25	8.005	N. O.
	Repetición 3	B27	16.544	N. O.
		D44	19.428	N. O.
		C55	17.037	N. O.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 11: Pigmentación de *Polyporus tricholoma* en *Guazuma crinita*

<i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	E29	12.263	N.E.
		B2	8.610	N.E.
		A25	9.625	N.E.
	Repetición 2	E31	5.872	N.E.
		C51	12.364	N.E.
		D36	2.115	N.E.
	Repetición 3	A29	5.035	N.E.
		B9	3.707	N.E.
		C39	8.862	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	A40	8.344	N.E.
		D22	14.556	N.E.
		E36	6.882	N.E.
	Repetición 2	D1	7.647	N.E.
		C29	9.997	N.E.
		B24	12.475	N.E.
	Repetición 3	E40	8.635	N.E.
		A12	10.237	N.E.
		B25	25.190	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	E48	17.767	N.E.
		C52	11.008	N.E.
		D53	5.630	N.E.
	Repetición 2	C44	6.498	N.E.
		A57	13.490	N.E.
		B8	11.735	N.E.
	Repetición 3	A26	21.241	N.E.
		E32	12.746	N.E.
		D55	5.428	N.E.
Octava semana	Repetición 1	B26	10.013	N.E.
		D13	8.673	N.E.
		C45	7.085	N.E.
	Repetición 2	B15	6.459	N.E.
		E54	12.941	N.E.
		A37	2.542	N.E.
	Repetición 3	E34	8.402	N.E.
		D18	11.739	N.E.
		C43	7.952	N.E.
Decima semana	Repetición 1	B20	11.177	N.E.
		C32	5.925	N.E.
		A30	5.702	N.E.
	Repetición 2	A33	6.017	N.E.
		E37	8.118	N.E.
		D37	9.469	N.E.
	Repetición 3	B19	7.056	N.E.
		C42	5.533	N.E.
		D54	9.203	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	A31	24.729	N. O.
		E30	15.878	N. O.
		B1	20.371	N. O.
	Repetición 2	E45	14.663	N. O.
		D19	21.306	N. O.
		C38	13.086	N. O.
	Repetición 3	B4	15.535	N. O.
		A7	13.115	N. O.
		C54	16.693	N. O.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 12: Pigmentación de *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma* en *Guazuma crinita*

<i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	E44	7.156	N.E.
		D50	5.222	N.E.
		A17	6.161	N.E.
	Repetición 2	D16	6.608	N.E.
		C47	18.322	N.E.
		B16	22.516	N.E.
	Repetición 3	A5	2.277	N.E.
		B21	9.869	N.E.
		E33	4.215	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	C41	18.753	N.E.
		E49	11.699	N.E.
		D28	4.226	N.E.
	Repetición 2	C35	7.551	N.E.
		B10	4.061	N.E.
		A51	18.040	N.E.
	Repetición 3	E55	9.115	N.E.
		A3	17.765	N.E.
		D4	17.781	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	B11	7.834	N.E.
		C40	10.013	N.E.
		D40	6.588	N.E.
	Repetición 2	E51	16.166	N.E.
		A32	12.867	N.E.
		B6	27.654	N.E.
	Repetición 3	E47	13.527	N.E.
		D52	11.570	N.E.
		C31	8.296	N.E.
Octava semana	Repetición 1	A55	16.392	N.E.
		C28	12.119	N.E.
		B17	9.037	N.E.
	Repetición 2	A42	10.691	N.E.
		D26	20.249	N.E.
		E23	10.535	N.E.
	Repetición 3	B51	14.597	N.E.
		D33	10.574	N.E.
		C24	8.458	N.E.
Decima semana	Repetición 1	E16	8.692	N.E.
		A6	11.122	N.E.
		B34	13.947	N.E.
	Repetición 2	E15	7.523	N.E.
		D11	11.636	N.E.
		C27	11.507	N.E.
	Repetición 3	C26	17.981	N.E.
		A35	15.170	N.E.
		B43	37.004	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	E7	10.332	N. O.
		A41	26.338	N. O.
		D32	21.179	N. O.
	Repetición 2	C2	21.201	N. O.
		D30	28.606	N. O.
		B37	17.620	N. O.
	Repetición 3	B53	32.843	N. O.
		E13	9.655	N. O.
		A8	17.970	N. O.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 13: Pigmentación de *Xylaria apiculata* en *Guazuma crinita*

<i>Xylaria apiculata</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Cuarta semana	Repetición 1	116	6.131	N.E.
		24	5.115	N.E.
		65	12.249	N.E.
	Repetición 2	37	3.663	N.E.
		114	11.269	N.E.
		32	26.530	N.E.
	Repetición 3	68	11.876	N.E.
		95	17.727	N.E.
		119	10.820	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	1	5.836	N.E.
		38	23.939	N.E.
		106	9.720	N.E.
	Repetición 2	81	5.999	N.E.
		91	22.328	N.E.
		103	30.842	N.E.
	Repetición 3	43	5.838	N.E.
		71	7.298	N.E.
		121	5.475	N.E.
Octava semana	Repetición 1	57	25.640	N.E.
		75	19.444	N.E.
		34	20.038	N.E.
	Repetición 2	124	14.869	N.E.
		46	15.961	N.E.
		112	30.316	N.E.
	Repetición 3	16	12.307	N.E.
		104	26.763	N.E.
		128	13.510	N.E.
Decima semana	Repetición 1	7	14.977	N.E.
		12	12.185	N.E.
		36	25.973	N.E.
	Repetición 2	101	14.876	N.E.
		85	17.019	N.E.
		62	34.310	N.E.
	Repetición 3	48	20.480	N.E.
		28	23.581	N.E.
		15	14.254	N.E.
Duodecima semana	Repetición 1	132	8.421	N.E.
		40	9.521	N.E.
		18	14.818	N.E.
	Repetición 2	14	15.078	N.E.
		8	10.327	N.E.
		9	8.357	N.E.
	Repetición 3	129	7.310	N.E.
		21	18.348	N.E.
		120	12.748	N.E.
Decimocuarta semana	Repetición 1	122	25.053	7.822
		63	14.558	8.714
		78	31.412	7.650
	Repetición 2	64	20.993	7.759
		54	34.253	6.832
		72	27.125	8.382
	Repetición 3	22	11.845	6.724
		25	18.003	7.116
		111	11.031	7.015

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 14: Pigmentación de *Xylaria tuberoides* en *Guazuma crinita*

<i>Xylaria tuberoides</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Cuarta semana	Repetición 1	123	17.569	N.E.
		108	25.888	N.E.
		115	7.290	N.E.
	Repetición 2	73	20.289	N.E.
		31	16.506	N.E.
		131	17.552	N.E.
	Repetición 3	5	15.230	N.E.
		51	16.216	N.E.
		130	19.415	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	17	17.598	N.E.
		67	28.646	N.E.
		88	16.557	N.E.
	Repetición 2	41	18.189	N.E.
		89	10.194	N.E.
		97	27.792	N.E.
	Repetición 3	30	12.046	N.E.
		53	24.980	N.E.
		59	13.526	N.E.
Octava semana	Repetición 1	117	9.539	N.E.
		80	17.525	N.E.
		82	11.130	N.E.
	Repetición 2	76	30.161	N.E.
		58	28.061	N.E.
		55	10.813	N.E.
	Repetición 3	74	20.031	N.E.
		3	32.422	N.E.
		6	21.808	N.E.
Decima semana	Repetición 1	87	41.943	N.E.
		69	29.349	N.E.
		35	15.624	N.E.
	Repetición 2	107	12.107	N.E.
		60	24.431	N.E.
		102	7.470	N.E.
	Repetición 3	96	31.529	N.E.
		56	16.696	N.E.
		39	19.657	N.E.
Duodecima semana	Repetición 1	50	12.641	N.E.
		33	5.689	N.E.
		100	24.544	N.E.
	Repetición 2	52	31.894	N.E.
		61	29.534	N.E.
		77	25.427	N.E.
	Repetición 3	42	31.855	N.E.
		90	11.611	N.E.
		118	29.115	N.E.
Decimocuarta semana	Repetición 1	110	15.154	7.359
		70	32.152	9.007
		26	28.514	6.707
	Repetición 2	125	26.454	9.615
		44	29.972	7.793
		10	14.341	14.593
	Repetición 3	45	46.196	17.839
		113	70.829	14.443
		23	85.412	21.187

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 10: Pigmentación prueba control en *Guazuma crinita*

Prueba control		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	A15	6.558	N.E.
		A22	5.574	N.E.
		C20	6.584	N.E.
	Repetición 2	D3	5.758	N.E.
		D5	5.377	N.E.
		D29	6.883	N.E.
	Repetición 3	E5	6.511	N.E.
		E21	6.915	N.E.
		E28	6.216	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	A18	6.662	N.E.
		B39	8.764	N.E.
		B40	6.967	N.E.
	Repetición 2	C3	6.430	N.E.
		C10	7.811	N.E.
		D34	4.574	N.E.
	Repetición 3	D42	5.519	N.E.
		E1	6.740	N.E.
		E18	7.024	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	A24	6.637	N.E.
		A46	6.244	N.E.
		B44	7.238	N.E.
	Repetición 2	B52	6.338	N.E.
		C17	5.340	N.E.
		C18	5.258	N.E.
	Repetición 3	D39	4.853	N.E.
		E20	5.335	N.E.
		E27	5.033	N.E.
Octava semana	Repetición 1	A2	6.883	N.E.
		A23	7.228	N.E.
		B30	7.347	N.E.
	Repetición 2	B32	6.844	N.E.
		B42	7.002	N.E.
		C4	6.134	N.E.
	Repetición 3	C5	7.487	N.E.
		D49	4.085	N.E.
		E3	7.397	N.E.
Decima semana	Repetición 1	B50	7.041	N.E.
		A49	6.073	N.E.
		C19	6.530	N.E.
	Repetición 2	C21	6.859	N.E.
		D14	6.345	N.E.
		E6	6.181	N.E.
	Repetición 3	A27	5.957	N.E.
		B41	7.775	N.E.
		E24	6.601	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	A53	6.918	N.E.
		A56	5.959	N.E.
		B33	7.683	N.E.
	Repetición 2	B55	6.415	N.E.
		C7	6.873	N.E.
		D35	5.124	N.E.
	Repetición 3	D51	7.178	N.E.
		E22	6.664	N.E.
		E25	6.639	N.E.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 15: Pigmentación de *Stereum sanguinolentum* en *Simarouba amara*

<i>Stereum sanguinolentum</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	B31	4.404	N.E.
		C30	5.883	N.E.
		A65	7.606	N.E.
	Repetición 2	A79	6.840	N.E.
		E45	3.379	N.E.
		D27	5.099	N.E.
	Repetición 3	C33	4.749	N.E.
		B43	6.404	N.E.
		D11	5.863	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	A34	6.988	N.E.
		E53	6.531	N.E.
		B22	11.053	N.E.
	Repetición 2	D20	9.317	N.E.
		C17	14.344	N.E.
		E46	12.431	N.E.
	Repetición 3	B7	13.525	N.E.
		C34	8.782	N.E.
		A56	7.386	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	A33	10.087	N.E.
		D2	22.360	N.E.
		E54	18.955	N.E.
	Repetición 2	D4	7.326	N.E.
		C77	3.742	N.E.
		B29	9.603	N.E.
	Repetición 3	A48	18.443	N.E.
		B56	36.934	N.E.
		E57	21.056	N.E.
Octava semana	Repetición 1	D8	22.535	N.E.
		C59	13.140	N.E.
		E41	16.866	N.E.
	Repetición 2	A74	32.450	N.E.
		C78	4.643	N.E.
		B48	28.313	N.E.
	Repetición 3	A68	21.315	N.E.
		E32	9.592	N.E.
		D26	12.158	N.E.
Decima semana	Repetición 1	B15	18.903	N.E.
		D22	18.388	N.E.
		C73	8.593	N.E.
	Repetición 2	A81	9.127	N.E.
		B12	15.417	N.E.
		E40	20.024	N.E.
	Repetición 3	E50	9.566	N.E.
		D3	8.723	N.E.
		C82	8.977	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	B41	24.136	N. O.
		C83	12.830	N. O.
		A52	13.700	N. O.
	Repetición 2	D5	28.163	N. O.
		A63	34.637	N. O.
		E55	34.102	N. O.
	Repetición 3	D10	9.895	N. O.
		C84	17.363	N. O.
		B21	20.109	N. O.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 16: Pigmentación de *Polyporus tricholoma* en *Simarouba amara*

<i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	E58	5.404	N.E.
		B50	10.065	N.E.
		A78	7.912	N.E.
	Repetición 2	C71	14.833	N.E.
		D17	14.334	N.E.
		E49	5.997	N.E.
	Repetición 3	B28	12.093	N.E.
		A29	14.611	N.E.
		C57	5.545	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	A49	12.497	N.E.
		E43	18.746	N.E.
		D25	7.418	N.E.
	Repetición 2	D9	16.635	N.E.
		C79	8.442	N.E.
		B42	14.345	N.E.
	Repetición 3	A46	5.823	N.E.
		E38	4.871	N.E.
		B35	6.345	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	C65	9.656	N.E.
		E42	16.125	N.E.
		D19	11.807	N.E.
	Repetición 2	B10	8.296	N.E.
		C64	18.369	N.E.
		A54	15.424	N.E.
	Repetición 3	A36	11.953	N.E.
		D7	16.062	N.E.
		E44	12.486	N.E.
Octava semana	Repetición 1	D6	16.261	N.E.
		C63	8.642	N.E.
		B46	6.614	N.E.
	Repetición 2	A37	14.791	N.E.
		E33	16.175	N.E.
		B14	19.204	N.E.
	Repetición 3	D18	15.088	N.E.
		C62	10.839	N.E.
		E35	20.648	N.E.
Decima semana	Repetición 1	B52	9.163	N.E.
		A84	7.306	N.E.
		C81	7.149	N.E.
	Repetición 2	D1	6.507	N.E.
		E37	12.279	N.E.
		A40	12.008	N.E.
	Repetición 3	C69	11.575	N.E.
		B37	11.760	N.E.
		D24	7.467	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	E51	25.144	N. O.
		A60	21.576	N. O.
		B3	5.648	N. O.
	Repetición 2	D13	6.950	N. O.
		E52	26.278	N. O.
		C80	19.890	N. O.
	Repetición 3	C70	18.707	N. O.
		B23	13.740	N. O.
		A69	20.515	N. O.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 17: Pigmentación de *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma* en *Simarouba amara*

<i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	D16	8.162	N.E.
		E34	13.601	N.E.
		A82	3.316	N.E.
	Repetición 2	D14	3.215	N.E.
		B53	22.730	N.E.
		C67	3.021	N.E.
	Repetición 3	B39	14.920	N.E.
		E56	12.525	N.E.
		A57	10.688	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	C72	16.987	N.E.
		E31	18.929	N.E.
		D12	15.612	N.E.
	Repetición 2	A80	14.904	N.E.
		C75	9.508	N.E.
		B51	22.999	N.E.
	Repetición 3	E48	16.166	N.E.
		D23	13.096	N.E.
		A75	18.070	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	C60	19.560	N.E.
		D15	17.928	N.E.
		B4	18.305	N.E.
	Repetición 2	E39	21.627	N.E.
		B55	20.482	N.E.
		A39	21.657	N.E.
	Repetición 3	D28	8.469	N.E.
		C74	15.502	N.E.
		E47	16.140	N.E.
Octava semana	Repetición 1	A71	22.059	N.E.
		C68	24.402	N.E.
		B11	18.623	N.E.
	Repetición 2	A55	15.571	N.E.
		E17	19.459	N.E.
		D21	16.274	N.E.
	Repetición 3	B13	20.218	N.E.
		D61	13.169	N.E.
		C53	25.900	N.E.
Decima semana	Repetición 1	A3	14.506	N.E.
		B6	23.423	N.E.
		E6	19.737	N.E.
	Repetición 2	E10	21.717	N.E.
		D53	19.210	N.E.
		C47	27.190	N.E.
	Repetición 3	C29	16.153	N.E.
		B16	31.616	N.E.
		A59	12.248	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	D35	28.288	N. O.
		E25	30.593	N. O.
		A31	33.394	N. O.
	Repetición 2	B5	33.532	N. O.
		C48	18.864	N. O.
		D60	19.486	N. O.
	Repetición 3	E15	27.094	N. O.
		A41	20.092	N. O.
		B34	35.978	N. O.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 18: Pigmentación de *Xylaria apiculata* en *Simarouba amara*

<i>Xylaria apiculata</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Cuarta semana	Repetición 1	99	7.424	N.E.
		7	6.356	N.E.
		33	12.962	N.E.
	Repetición 2	5	8.635	N.E.
		36	7.637	N.E.
		103	9.702	N.E.
	Repetición 3	70	10.555	N.E.
		61	10.335	N.E.
		72	8.688	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	43	8.258	N.E.
		89	11.628	N.E.
		87	7.129	N.E.
	Repetición 2	9	9.979	N.E.
		52	13.510	N.E.
		94	12.771	N.E.
	Repetición 3	29	12.566	N.E.
		86	17.687	N.E.
		106	15.774	N.E.
Octava semana	Repetición 1	115	11.513	N.E.
		20	12.457	N.E.
		128	12.583	N.E.
	Repetición 2	126	13.838	N.E.
		90	15.040	N.E.
		17	13.953	N.E.
	Repetición 3	114	8.053	N.E.
		83	13.599	N.E.
		57	16.066	N.E.
Decima semana	Repetición 1	63	7.908	N.E.
		102	12.152	N.E.
		80	15.533	N.E.
	Repetición 2	12	14.980	N.E.
		129	14.088	N.E.
		44	11.368	N.E.
	Repetición 3	27	9.241	N.E.
		13	9.455	N.E.
		51	15.302	N.E.
Duodecima semana	Repetición 1	119	14.766	N.E.
		4	8.233	N.E.
		39	13.363	N.E.
	Repetición 2	25	10.868	N.E.
		37	8.277	N.E.
		53	26.937	N.E.
	Repetición 3	88	7.794	N.E.
		69	9.811	N.E.
		81	9.700	N.E.
Decimocuarta semana	Repetición 1	107	12.035	4.454
		76	8.603	3.903
		56	21.886	5.067
	Repetición 2	54	28.569	4.297
		19	7.838	4.422
		74	21.603	4.172
	Repetición 3	14	19.650	5.097
		50	16.267	4.921
		98	6.732	5.645

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 19: Pigmentación de *Xylaria tuberoides* en *Simarouba amara*

<i>Xylaria tuberoides</i>		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Cuarta semana	Repetición 1	26	37.201	N.E.
		3	25.707	N.E.
		73	6.802	N.E.
	Repetición 2	68	17.437	N.E.
		91	5.991	N.E.
		95	15.671	N.E.
	Repetición 3	92	20.815	N.E.
		105	14.058	N.E.
		120	26.582	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	59	12.058	N.E.
		78	13.651	N.E.
		125	33.977	N.E.
	Repetición 2	111	15.890	N.E.
		121	20.013	N.E.
		130	30.452	N.E.
	Repetición 3	21	16.350	N.E.
		34	24.460	N.E.
		62	11.974	N.E.
Octava semana	Repetición 1	15	18.271	N.E.
		49	15.106	N.E.
		40	25.376	N.E.
	Repetición 2	108	24.413	N.E.
		100	21.969	N.E.
		28	19.645	N.E.
	Repetición 3	38	28.269	N.E.
		32	17.089	N.E.
		16	18.168	N.E.
Decima semana	Repetición 1	18	15.636	N.E.
		84	38.431	N.E.
		82	18.348	N.E.
	Repetición 2	79	15.777	N.E.
		113	17.540	N.E.
		122	52.930	N.E.
	Repetición 3	104	15.663	N.E.
		85	17.929	N.E.
		42	20.869	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	116	18.332	N.E.
		127	29.881	N.E.
		123	64.578	N.E.
	Repetición 2	45	13.812	N.E.
		31	30.599	N.E.
		6	8.734	N.E.
	Repetición 3	10	36.473	N.E.
		41	7.477	N.E.
		55	40.282	N.E.
Decimocuarta semana	Repetición 1	96	33.396	4.770
		117	44.101	5.882
		58	12.833	4.122
	Repetición 2	24	74.566	6.571
		75	17.539	5.374
		65	6.556	4.810
	Repetición 3	8	25.668	6.542
		64	6.867	4.910
		1	18.693	5.104

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 20: Pigmentación prueba control en *Simarouba amara*

Prueba control		Código de cubo	Pigmentación externa (%)	Pigmentación interna (%)
Segunda semana	Repetición 1	A58	4.812	N.E.
		B58	4.032	N.E.
		C44	5.054	N.E.
	Repetición 2	C51	2.997	N.E.
		D38	4.872	N.E.
		D65	4.462	N.E.
	Repetición 3	E7	4.739	N.E.
		E13	4.918	N.E.
		E22	4.964	N.E.
Cuarta semana	Repetición 1	A10	4.826	N.E.
		A20	4.804	N.E.
		B33	4.998	N.E.
	Repetición 2	B76	4.444	N.E.
		C37	4.469	N.E.
		D59	4.349	N.E.
	Repetición 3	D78	4.662	N.E.
		E2	5.199	N.E.
		E3	5.423	N.E.
Sexta semana	Repetición 1	A27	4.769	N.E.
		B1	5.819	N.E.
		B30	3.907	N.E.
	Repetición 2	C1	4.380	N.E.
		C4	4.286	N.E.
		C39	3.708	N.E.
	Repetición 3	D30	4.301	N.E.
		D82	5.488	N.E.
		E27	5.196	N.E.
Octava semana	Repetición 1	A1	4.650	N.E.
		A16	6.030	N.E.
		A21	5.248	N.E.
	Repetición 2	B20	5.065	N.E.
		B70	4.377	N.E.
		C27	4.149	N.E.
	Repetición 3	D46	4.755	N.E.
		E19	4.369	N.E.
		E24	6.015	N.E.
Decima semana	Repetición 1	A2	4.825	N.E.
		B2	4.127	N.E.
		B19	4.277	N.E.
	Repetición 2	B82	3.778	N.E.
		C7	4.616	N.E.
		C76	4.320	N.E.
	Repetición 3	D56	4.123	N.E.
		D58	4.256	N.E.
		E21	4.633	N.E.
Duodécima semana	Repetición 1	A23	4.156	N.E.
		A24	4.300	N.E.
		B24	3.919	N.E.
	Repetición 2	C11	4.950	N.E.
		C41	3.723	N.E.
		C66	3.589	N.E.
	Repetición 3	D41	3.520	N.E.
		D62	6.636	N.E.
		E18	5.351	N.E.

Donde N.E. es no evaluado y N.O. es no observado

Anexo 21: Pérdida de peso de *Guazuma crinita* inoculado con *Stereum sanguinolentum*

<i>Stereum sanguinolentum</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Segunda semana	Repetición 1	C32	2.9068	1.7559	65.5	1.7672	0.64%
		A19	2.2714	1.0368	119.1	1.0387	0.19%
		B3	2.6478	1.4880	77.9	1.4845	-0.23%*
	Repetición 2	A36	2.4097	1.3414	79.6	1.3405	-0.07%*
		E43	3.0024	1.9090	57.3	1.9072	-0.10%*
		D43	2.399	1.3554	77.0	1.3620	0.48%
	Repetición 3	C53	3.1223	1.9125	63.3	1.9263	0.72%
		D31	2.5085	1.3359	87.8	1.3429	0.52%
		B14	2.4333	1.4923	63.1	1.4901	-0.15%*
Cuarta semana	Repetición 1	A39	2.5470	1.3524	88.3	1.3574	0.37%
		B18	2.5048	1.5564	60.9	1.5582	0.12%
		E52	3.2786	1.9702	66.4	2.0287	2.88%
	Repetición 2	C49	3.0072	1.9330	55.6	1.9723	1.99%
		D38	2.7396	1.4245	92.3	1.4910	4.46%
		E53	3.1047	1.9147	62.2	1.9690	2.76%
	Repetición 3	A4	2.1676	1.1942	81.5	1.2171	1.88%
		C48	3.4596	1.8283	89.2	1.9136	4.46%
		B13	2.6499	1.4694	80.3	1.4670	-0.16%*
Sexta semana	Repetición 1	A9	2.322	1.0608	118.9	1.0855	2.28%
		E42	3.1699	1.8672	69.8	1.8931	1.37%
		D8	2.6657	1.4217	87.5	1.4498	1.94%
	Repetición 2	D23	2.6971	1.4651	84.1	1.5299	4.24%
		C34	2.9408	1.7827	65.0	1.8798	5.16%
		B22	2.5375	1.6577	53.1	1.6600	0.14%
	Repetición 3	A45	3.3271	1.3457	147.2	1.3484	0.20%
		B7	3.4796	1.6534	110.5	1.6526	-0.05%*
		E35	3.8567	1.9050	102.5	1.9565	2.63%
Octava semana	Repetición 1	D21	2.4833	1.3853	79.3	1.4599	5.11%
		C50	2.841	1.8430	54.2	1.9015	3.08%
		E41	2.9323	1.8680	57.0	1.9119	2.30%
	Repetición 2	C46	3.2425	1.9813	63.7	2.0990	5.61%
		A44	1.8792	1.0377	81.1	1.0705	3.06%
		B12	2.4744	1.5200	62.8	1.5254	0.36%
	Repetición 3	A38	2.5951	1.4573	78.1	1.4780	1.40%
		E50	2.9503	1.8127	62.8	1.8527	2.16%
		D24	2.6388	1.3907	89.7	1.4664	5.16%
Decima semana	Repetición 1	D46	3.5707	1.4073	153.7	1.4643	3.89%
		C30	4.0498	1.9160	111.4	2.0409	6.12%
		B23	3.8055	1.6340	132.9	1.6325	-0.09%*
	Repetición 2	E56	2.8734	1.8366	56.5	1.8936	3.01%
		B5	2.5422	1.6210	56.8	1.6245	0.21%
		A43	2.254	1.3515	66.8	1.3508	-0.05%*
	Repetición 3	C37	2.8181	1.7398	62.0	1.8239	4.61%
		D6	2.6353	1.4825	77.8	1.5473	4.19%
		E46	3.0094	1.9504	54.3	1.9954	2.26%
Duodécima semana	Repetición 1	A50	3.476	1.3323	160.9	1.3350	0.20%
		B28	3.657	1.4522	151.8	1.4535	0.09%
		C33	4.2336	1.8064	134.4	1.9418	6.97%
	Repetición 2	E39	3.814	1.8120	110.5	1.8329	1.14%
		A54	3.3692	1.0753	213.3	1.1043	2.63%
		D25	4.0859	1.4944	173.4	1.5749	5.11%
	Repetición 3	B27	3.5741	1.6262	119.8	1.6318	0.35%
		D44	3.7266	1.4644	154.5	1.4951	2.06%
		C55	3.9488	1.7982	119.6	1.9098	5.84%

(*) No fue considerado para los análisis estadísticos por tener valor negativo o variado respecto al promedio presumible

por mal pesaje

Anexo 22: Pérdida de peso de *Guazuma crinita* inoculado con *Polyporus tricholoma*

<i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Segunda semana	Repetición 1	E29	3.1947	1.9453	64.2	1.9753	1.52%
		B2	2.4571	1.3597	80.7	1.3767	1.23%
		A25	2.2844	1.1038	107.0	1.1201	1.46%
	Repetición 2	E31	3.0988	1.9971	55.2	2.0179	1.03%
		C51	3.3925	1.9435	74.6	1.9944	2.55%
		D36	2.5677	1.4130	81.7	1.4518	2.67%
	Repetición 3	A29	2.3404	1.1570	102.3	1.1764	1.65%
		B9	2.5911	1.4252	81.8	1.4470	1.51%
		C39	3.0289	1.7657	71.5	1.8113	2.52%
Cuarta semana	Repetición 1	A40	3.7199	1.3048	185.1	1.3144	0.73%
		D22	3.9022	1.5362	154.0	1.5838	3.00%
		E36	3.8439	1.8600	106.7	1.8948	1.84%
	Repetición 2	D1	2.8703	1.5500	85.2	1.5942	2.77%
		C29	3.4882	1.9129	82.4	1.9701	2.90%
		B24	2.4205	1.6460	47.1	1.6562	0.61%
	Repetición 3	E40	3.6834	1.9149	92.4	1.9581	2.20%
		A12	2.919	1.0274	184.1	1.0603	3.11%
		B25	3.5224	1.6202	117.4	1.6382	1.10%
Sexta semana	Repetición 1	E48	3.217	1.9838	62.2	2.0360	2.57%
		C52	3.3103	1.8350	80.4	1.9355	5.19%
		D53	2.7076	1.4630	85.1	1.4968	2.26%
	Repetición 2	C44	3.2932	1.7780	85.2	1.8545	4.12%
		A57	2.2269	1.3490	65.1	1.3643	1.12%
		B8	2.4331	1.5295	59.1	1.5427	0.86%
	Repetición 3	A26	2.6301	1.4223	84.9	1.4385	1.13%
		E32	3.3711	1.9875	69.6	2.0517	3.13%
		D55	2.5602	1.3434	90.6	1.4008	4.10%
Octava semana	Repetición 1	B26	2.8964	1.5732	84.1	1.5890	1.00%
		D13	2.8646	1.4476	97.9	1.4815	2.29%
		C45	3.323	1.7892	85.7	1.9137	6.50%
	Repetición 2	B15	2.5152	1.5990	57.3	1.6163	1.07%
		E54	2.9074	1.8118	60.5	1.8729	3.26%
		A37	1.8921	1.0009	89.0	1.0421	3.96%
	Repetición 3	E34	3.0836	1.8800	64.0	1.9472	3.45%
		D18	2.6708	1.4647	82.3	1.5134	3.22%
		C43	3.0796	1.7211	78.9	1.8102	4.92%
Decima semana	Repetición 1	B20	2.5406	1.4299	77.7	1.4432	0.92%
		C32	2.9455	1.7559	67.7	1.7672	0.64%
		A30	2.3276	1.2604	84.7	1.2946	2.64%
	Repetición 2	A33	2.1291	1.1143	91.1	1.1448	2.66%
		E37	3.3162	1.9857	67.0	2.0619	3.70%
		D37	2.5153	1.4439	74.2	1.4903	3.12%
	Repetición 3	B19	2.7534	1.6557	66.3	1.6612	0.33%
		C42	3.5117	1.8774	87.1	1.9978	6.03%
		D54	2.1018	1.3051	61.0	1.3511	3.41%
Duodécima semana	Repetición 1	A31	4.0812	1.3266	207.6	1.3361	0.71%
		E30	4.3708	2.0060	117.9	2.0869	3.88%
		B1	3.694	1.5917	132.1	1.6063	0.91%
	Repetición 2	E45	3.9561	1.8556	113.2	1.9205	3.38%
		D19	3.7336	1.4253	162.0	1.4566	2.15%
		C38	4.2659	1.8903	125.7	2.0097	5.94%
	Repetición 3	B4	2.3766	1.4569	63.1	1.4616	0.32%
		A7	2.1804	1.3481	61.7	1.3573	0.68%
		C54	3.5668	1.8820	89.5	1.9990	5.85%

Anexo 23: Pérdida de peso de *Guazuma crinita* inoculado con *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*

<i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Segunda semana	Repetición 1	E44	3.5257	2.0760	69.8	2.1121	1.71%
		D50	2.5983	1.4905	74.3	1.5230	2.13%
		A17	2.1028	1.0410	102.0	1.0560	1.42%
	Repetición 2	D16	4.0853	1.3379	205.4	1.3749	2.69%
		C47	4.6594	1.9557	138.2	2.0084	2.63%
		B16	4.105	1.4816	177.1	1.4921	0.70%
	Repetición 3	A5	1.9555	1.0105	93.5	1.0421	3.03%
		B21	2.6208	1.6350	60.3	1.6470	0.73%
		E33	2.9666	1.8030	64.5	1.8624	3.19%
Cuarta semana	Repetición 1	C41	3.5042	2.0340	72.3	2.1180	3.97%
		E49	3.3933	2.0249	67.6	2.0868	2.97%
		D28	2.6143	1.4074	85.8	1.4720	4.39%
	Repetición 2	C35	2.8756	1.7243	66.8	1.8031	4.37%
		B10	2.6052	1.6410	58.8	1.6453	0.26%
		A51	2.1374	1.1814	80.9	1.2133	2.63%
	Repetición 3	E55	4.3551	1.8675	133.2	1.9151	2.49%
		A3	3.7197	1.1507	223.3	1.1794	2.44%
		D4	4.0965	1.3703	198.9	1.4001	2.13%
Sexta semana	Repetición 1	B11	2.7384	1.6001	71.1	1.6072	0.44%
		C40	3.1606	1.8122	74.4	1.9177	5.50%
		D40	2.6375	1.3739	92.0	1.4537	5.49%
	Repetición 2	E51	4.08	1.9910	104.9	2.0599	3.35%
		A32	3.048	1.3104	132.6	1.3160	0.42%
		B6	3.2827	1.6307	101.3	1.6381	0.45%
	Repetición 3	E47	3.2176	1.8790	71.2	1.9581	4.04%
		D52	2.4852	1.4455	71.9	1.4846	2.64%
		C31	3.078	1.7721	73.7	1.8562	4.53%
Octava semana	Repetición 1	A55	3.8411	1.2132	216.6	1.2432	2.41%
		C28	4.1561	1.2969	220.5	1.3295	2.45%
		B17	4.1862	1.6196	158.5	1.6296	0.61%
	Repetición 2	A42	4.166	1.0313	304.0	1.0647	3.14%
		D26	4.3943	1.4446	204.2	1.4940	3.30%
		E23	4.5768	1.6857	171.5	1.7417	3.22%
	Repetición 3	B51	4.1038	1.8186	125.7	1.8325	0.76%
		D33	3.5661	1.3295	168.2	1.3972	4.84%
		C24	3.6833	1.3004	183.2	1.3287	2.13%
Decima semana	Repetición 1	E16	4.3602	1.4844	193.7	1.5415	3.71%
		A6	3.989	1.1641	242.7	1.1930	2.42%
		B34	4.3189	1.5953	170.7	1.5983	0.19%
	Repetición 2	E15	2.8436	1.6828	69.0	1.7388	3.22%
		D11	2.5085	1.3350	87.9	1.3786	3.16%
		C27	2.2341	1.2682	76.2	1.2828	1.14%
	Repetición 3	C26	3.9681	1.2819	209.5	1.2943	0.96%
		A35	4.0379	1.3689	195.0	1.3785	0.69%
		B43	3.8217	1.5460	147.2	1.5480	0.13%
Duodécima semana	Repetición 1	E7	4.2287	1.5284	176.7	1.5799	3.26%
		A41	3.5739	1.1242	217.9	1.1575	2.87%
		D32	4.084	1.2993	214.3	1.3401	3.04%
	Repetición 2	C2	3.7562	1.2919	190.8	1.3066	1.13%
		D30	4.0944	1.5025	172.5	1.6017	6.20%
		B37	3.9491	1.7745	122.5	1.7834	0.50%
	Repetición 3	B53	4.0629	1.5026	170.4	1.5126	0.66%
		E13	4.4777	1.7239	159.7	1.7857	3.46%
		A8	4.2234	1.3197	220.0	1.3323	0.94%

Anexo 24: Pérdida de peso de *Guazuma crinita* inoculado con *Xylaria apiculata*

<i>Xylaria apiculata</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Cuarta semana	Repetición 1	116	3.9584	1.7608	124.8	1.7845	1.3%
		24	3.8538	1.3914	177.0	1.3950	0.3%
		65	3.7077	1.3348	177.8	1.3468	0.9%
	Repetición 2	37	3.8303	1.717	123.1	1.7471	1.7%
		114	3.5453	1.5078	135.1	1.5264	1.2%
		32	4.1447	1.6499	151.2	1.6928	2.5%
	Repetición 3	68	3.2422	1.581	105.1	1.5762	-0.3%*
		95	3.468	1.43	142.5	1.4404	0.7%
		119	3.619	1.6539	118.8	1.6764	1.3%
Sexta semana	Repetición 1	1	4.1039	1.4635	180.4	1.4744	0.7%
		38	3.9098	1.3956	180.2	1.4053	0.7%
		106	3.8264	1.5436	147.9	1.5996	3.5%
	Repetición 2	81	3.8885	1.742	123.2	1.7815	2.2%
		91	3.6169	1.3772	162.6	1.3858	0.6%
		103	3.985	1.6131	147.0	1.6546	2.5%
	Repetición 3	43	3.4228	1.4372	138.2	1.4343	-0.2%*
		71	4.2181	1.7508	140.9	1.8037	2.9%
		121	4.0307	1.781	126.3	1.8251	2.4%
Octava semana	Repetición 1	57	3.6016	1.6159	122.9	1.6489	2.0%
		75	3.7525	1.7301	116.9	1.7429	0.7%
		34	3.9176	1.7102	129.1	1.7189	0.5%
	Repetición 2	124	3.9353	1.7178	129.1	1.7326	0.9%
		46	3.7673	1.5861	137.5	1.5992	0.8%
		112	3.7439	1.5131	147.4	1.5395	1.7%
	Repetición 3	16	4.1418	1.6795	146.6	1.6880	0.5%
		104	3.8721	1.477	162.2	1.4935	1.1%
		128	4.4702	1.7339	157.8	1.8016	3.8%
Decima semana	Repetición 1	7	3.7541	1.7559	113.8	1.7873	1.8%
		12	3.952	1.755	125.2	1.8176	3.4%
		36	3.8353	1.715	123.6	1.7786	3.6%
	Repetición 2	101	3.559	1.4815	140.2	1.5239	2.8%
		85	3.9854	1.6024	148.7	1.6156	0.8%
		62	4.1566	1.7001	144.5	1.7746	4.2%
	Repetición 3	48	3.9743	1.7395	128.5	1.8123	4.0%
		28	3.9844	1.8459	115.9	1.8872	2.2%
		15	3.2664	1.3096	149.4	1.3103	0.1%
Duodécima semana	Repetición 1	132	3.7031	1.2973	185.4	1.3010	0.3%
		40	4.3457	1.705	154.9	1.7379	1.9%
		18	3.9304	1.5574	152.4	1.6090	3.2%
	Repetición 2	14	4.3275	1.7821	142.8	1.8095	1.5%
		8	4.282	1.731	147.4	1.7489	1.0%
		9	4.2603	1.692	151.8	1.7171	1.5%
	Repetición 3	129	4.0549	1.6992	138.6	1.7183	1.1%
		21	3.7978	1.5458	145.7	1.5749	1.8%
		120	4.383	1.7612	148.9	1.8047	2.4%
Decimocuarta semana	Repetición 1	122	3.7435	1.521	146.1	1.5361	1.0%
		63	3.83	1.401	173.4	1.4094	0.6%
		78	3.7594	1.4698	155.8	1.5097	2.6%
	Repetición 2	64	4.0378	1.6188	149.4	1.6794	3.6%
		54	3.8262	1.6561	131.0	1.6778	1.3%
		72	3.878	1.5946	143.2	1.6412	2.8%
	Repetición 3	22	3.8601	1.3314	189.9	1.3365	0.4%
		25	3.8455	1.3713	180.4	1.3840	0.9%
		111	3.8371	1.3727	179.5	1.3800	0.5%

(*) No fue considerado para los análisis estadísticos por tener valor negativo o variado respecto al promedio presumible por mal pesaje

Anexo 25: Pérdida de peso de *Guazuma crinita* inoculado con *Xylaria tuberoides*

<i>Xylaria tuberoides</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Cuarta semana	Repetición 1	123	3.9274	1.4759	166.1	1.4794	0.2%
		108	4.1795	1.794	133.0	1.8238	1.6%
		115	3.7284	1.5326	143.3	1.5616	1.9%
	Repetición 2	73	3.839	1.3749	179.2	1.3852	0.7%
		31	3.558	1.3209	169.4	1.3257	0.4%
		131	3.4388	1.6773	105.0	1.6912	0.8%
	Repetición 3	5	3.6843	1.3402	174.9	1.3395	-0.1%*
		51	3.766	1.6918	122.6	1.7204	1.7%
		130	3.9608	1.7951	120.6	1.8210	1.4%
Sexta semana	Repetición 1	17	3.5883	1.5214	135.9	1.5322	0.7%
		67	4.2542	1.7096	148.8	1.7535	2.5%
		88	4.2005	1.7687	137.5	1.7862	1.0%
	Repetición 2	41	4.0031	1.3169	204.0	1.3244	0.6%
		89	4.0379	1.766	128.6	1.7862	1.1%
		97	3.6952	1.525	142.3	1.5353	0.7%
	Repetición 3	30	3.9878	1.7861	123.3	1.8189	1.8%
		53	3.7654	1.6647	126.2	1.6782	0.8%
		59	3.4385	1.5205	126.1	1.5485	1.8%
Octava semana	Repetición 1	117	4.0015	1.7445	129.4	1.7942	2.8%
		80	3.5932	1.599	124.7	1.5980	-0.1%*
		82	4.0618	1.79	126.9	1.8012	0.6%
	Repetición 2	76	4.0544	1.7319	134.1	1.7544	1.3%
		58	3.825	1.609	137.7	1.6228	0.9%
		55	3.3972	1.3036	160.6	1.2987	-0.4%*
	Repetición 3	74	3.4098	1.4164	140.7	1.4192	0.2%
		3	3.9179	1.7297	126.5	1.7745	2.5%
		6	3.1981	1.5039	112.7	1.5223	1.2%
Decima semana	Repetición 1	87	3.7277	1.526	144.3	1.5467	1.3%
		69	3.5495	1.5063	135.6	1.5287	1.5%
		35	4.104	1.6768	144.8	1.7231	2.7%
	Repetición 2	107	4.3136	1.7313	149.2	1.7775	2.6%
		60	4.2177	1.7663	138.8	1.7933	1.5%
		102	3.8534	1.347	186.1	1.3470	0.0%
	Repetición 3	96	3.9024	1.7328	125.2	1.7762	2.4%
		56	3.293	1.3846	137.8	1.3939	0.7%
		39	3.6228	1.7041	112.6	1.7205	1.0%
Duodécima semana	Repetición 1	50	4.3526	1.7475	149.1	1.8105	3.5%
		33	3.2323	1.3265	143.7	1.3237	-0.2%*
		100	3.7391	1.596	134.3	1.6404	2.7%
	Repetición 2	52	4.106	1.6451	149.6	1.6604	0.9%
		61	3.9803	1.5704	153.5	1.5899	1.2%
		77	3.7538	1.5388	143.9	1.5434	0.3%
	Repetición 3	42	4.4057	1.6703	163.8	1.7179	2.8%
		90	3.7891	1.3722	176.1	1.3729	0.1%
		118	4.053	1.4065	188.2	1.4215	1.1%
Decimocuarta semana	Repetición 1	110	4.042	1.72	135.0	1.7317	0.7%
		70	3.9053	1.365	186.1	1.3843	1.4%
		26	3.7769	1.4859	154.2	1.5102	1.6%
	Repetición 2	125	3.8854	1.388	179.9	1.4069	1.3%
		44	3.6216	1.4819	144.4	1.5319	3.3%
		10	3.3882	1.47	130.5	1.4854	1.0%
	Repetición 3	45	3.6746	1.4463	154.1	1.7896	19.2%*
		113	4.296	1.5647	174.6	1.6172	3.2%
		23	4.064	1.6837	141.4	1.8441	8.7%

(*) No fue considerado para los análisis estadísticos por tener valor negativo o variado respecto al promedio presumible

por mal pesaje

Anexo 26: Pérdida de peso de *Simarouba amara* inoculado con *Stereum sanguinolentum*

<i>Stereum sanguinolentum</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Segunda semana	Repetición 1	B31	3.582	1.5177	136.0	1.5622	2.8%
		C30	3.1875	1.3769	131.5	1.4223	3.2%
		A65	2.6647	1.204	121.3	1.2476	3.5%
	Repetición 2	A79	2.0043	1.1849	69.2	1.2073	1.9%
		E45	2.486	1.596	55.8	1.6170	1.3%
		D27	2.5236	1.602	57.5	1.6384	2.2%
	Repetición 3	C33	2.6082	1.4184	83.9	1.4399	1.5%
		B43	2.7833	1.497	85.9	1.5241	1.8%
		D11	3.0453	1.6413	85.5	1.6930	3.1%
Cuarta semana	Repetición 1	A34	2.2322	1.1966	86.5	1.2201	1.9%
		E53	2.9289	1.6509	77.4	1.6650	0.8%
		B22	2.7589	1.5139	82.2	1.5460	2.1%
	Repetición 2	D20	2.5324	1.6312	55.2	1.6552	1.5%
		C17	2.0173	1.2803	57.6	1.2895	0.7%
		E46	2.4847	1.6494	50.6	1.6564	0.4%
	Repetición 3	B7	2.4377	1.499	62.6	1.5553	3.6%
		C34	2.33	1.4428	61.5	1.4668	1.6%
		A56	1.9577	1.1797	65.9	1.2099	2.5%
Sexta semana	Repetición 1	A33	3.3142	1.3819	139.8	1.3991	1.2%
		D2	3.6461	1.6448	121.7	1.6624	1.1%
		E54	3.534	1.686	109.6	1.6959	0.6%
	Repetición 2	D4	2.6196	1.6518	58.6	1.6741	1.3%
		C77	2.2158	1.3866	59.8	1.3960	0.7%
		B29	2.3136	1.4623	58.2	1.4885	1.8%
	Repetición 3	A48	2.4054	1.3661	76.1	1.3996	2.4%
		B56	2.6598	1.49	78.5	1.5499	3.9%
		E57	2.7234	1.5863	71.7	1.6198	2.1%
Octava semana	Repetición 1	D8	3.6861	1.6512	123.2	1.6705	1.2%
		C59	3.3041	1.3872	138.2	1.3973	0.7%
		E41	3.5783	1.643	117.8	1.6583	0.9%
	Repetición 2	A74	2.9854	1.1972	149.4	1.2272	2.4%
		C78	3.0333	1.2999	133.3	1.3054	0.4%
		B48	3.6796	1.5796	132.9	1.6156	2.2%
	Repetición 3	A68	1.9765	1.2045	64.1	1.2357	2.5%
		E32	2.4383	1.603	52.1	1.6147	0.7%
		D26	2.4773	1.5862	56.2	1.6104	1.5%
Decima semana	Repetición 1	B15	2.6016	1.4883	74.8	1.5108	1.5%
		D22	2.832	1.5974	77.3	1.6132	1.0%
		C73	2.3924	1.3175	81.6	1.3209	0.3%
	Repetición 2	A81	2.893	1.2453	132.3	1.2709	2.0%
		B12	3.3564	1.4866	125.8	1.5051	1.2%
		E40	3.3963	1.558	118.0	1.5696	0.7%
	Repetición 3	E50	2.4676	1.6425	50.2	1.6555	0.8%
		D3	2.6092	1.6922	54.2	1.7108	1.1%
		C82	2.0669	1.3187	56.7	1.3258	0.5%
Duodécima semana	Repetición 1	B41	3.3339	1.5906	109.6	1.6200	1.8%
		C83	3.1038	1.3738	125.9	1.3765	0.2%
		A52	2.771	1.2309	125.1	1.2511	1.6%
	Repetición 2	D5	3.4799	1.722	102.1	1.7369	0.9%
		A63	3.0116	1.3507	123.0	1.3738	1.7%
		E55	3.3024	1.5788	109.2	1.5948	1.0%
	Repetición 3	D10	2.51	1.5955	57.3	1.6189	1.4%
		C84	2.0935	1.3007	61.0	1.3031	0.2%
		B21	2.4889	1.5852	57.0	1.6065	1.3%

Anexo 27: Pérdida de peso de *Simarouba amara* inoculado con *Polyporus tricholoma*

<i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Segunda semana	Repetición 1	E58	2.417	1.6208	49.1	1.6511	1.8%
		B50	2.3944	1.4965	60.0	1.5448	3.1%
		A78	2.1962	1.3684	60.5	1.4099	2.9%
	Repetición 2	C71	2.084	1.3637	52.8	1.4058	3.0%
		D17	2.6416	1.7699	49.3	1.8090	2.2%
		E49	2.2848	1.5139	50.9	1.5672	3.4%
	Repetición 3	B28	2.3933	1.5176	57.7	1.5590	2.7%
		A29	2.1776	1.3892	56.8	1.4219	2.3%
		C57	2.1358	1.3146	62.5	1.3695	4.0%
Cuarta semana	Repetición 1	A49	1.8936	1.213	56.1	1.2393	2.1%
		E43	2.3455	1.6305	43.9	1.6420	0.7%
		D25	2.4485	1.637	49.6	1.6626	1.5%
	Repetición 2	D9	2.5153	1.6648	51.1	1.6877	1.4%
		C79	2.0688	1.3468	53.6	1.3535	0.5%
		B42	2.2912	1.4713	55.7	1.4999	1.9%
	Repetición 3	A46	2.1369	1.4102	51.5	1.4293	1.3%
		E38	2.3088	1.5499	49.0	1.5687	1.2%
		B35	2.2517	1.4533	54.9	1.4781	1.7%
Sexta semana	Repetición 1	C65	2.2042	1.369	61.0	1.3753	0.5%
		E42	2.3904	1.6589	44.1	1.6717	0.8%
		D19	2.4305	1.6192	50.1	1.6417	1.4%
	Repetición 2	B10	2.333	1.4953	56.0	1.5274	2.1%
		C64	2.0062	1.3115	53.0	1.3255	1.1%
		A54	2.1746	1.3566	60.3	1.3765	1.4%
	Repetición 3	A36	2.1746	1.424	52.7	1.4463	1.5%
		D7	2.4961	1.6417	52.0	1.6600	1.1%
		E44	2.3574	1.5863	48.6	1.5993	0.8%
Octava semana	Repetición 1	D6	2.811	1.7193	63.5	1.7526	1.9%
		C63	2.267	1.3427	68.8	1.3573	1.1%
		B46	2.5258	1.5	68.4	1.5275	1.8%
	Repetición 2	A37	2.1935	1.373	59.8	1.4047	2.3%
		E33	2.4223	1.5899	52.4	1.6128	1.4%
		B14	2.2803	1.476	54.5	1.5076	2.1%
	Repetición 3	D18	3.2745	1.6148	102.8	1.6488	2.1%
		C62	2.7855	1.3671	103.8	1.3782	0.8%
		E35	3.0464	1.5813	92.7	1.5980	1.0%
Decima semana	Repetición 1	B52	2.2621	1.498	51.0	1.5314	2.2%
		A84	2.1094	1.3613	55.0	1.3916	2.2%
		C81	1.9409	1.278	51.9	1.2886	0.8%
	Repetición 2	D1	2.445	1.5831	54.4	1.6002	1.1%
		E37	2.4838	1.6255	52.8	1.6421	1.0%
		A40	2.3005	1.4423	59.5	1.4660	1.6%
	Repetición 3	C69	2.1629	1.351	60.1	1.3578	0.5%
		B37	2.4792	1.5746	57.4	1.6134	2.4%
		D24	2.692	1.737	55.0	1.7625	1.4%
Duodécima semana	Repetición 1	E51	2.813	1.7584	60.0	1.7654	0.4%
		A60	2.4566	1.3845	77.4	1.4034	1.3%
		B3	2.7425	1.5354	78.6	1.5731	2.4%
	Repetición 2	D13	3.6388	1.6829	116.2	1.7001	1.0%
		E52	3.556	1.602	122.0	1.6226	1.3%
		C80	3.0027	1.3174	127.9	1.3237	0.5%
	Repetición 3	C70	3.5398	1.2545	182.2	1.2648	0.8%
		B23	4.1619	1.5366	170.9	1.5680	2.0%
		A69	3.7577	1.349	178.6	1.3627	1.0%

Anexo 28: Pérdida de peso de *Simarouba amara* inoculado con *Stereum sanguinolentum* y *Polyporus tricholoma*

<i>Stereum sanguinolentum</i> y <i>Polyporus tricholoma</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Segunda semana	Repetición 1	D16	2.549	1.6305	56.3	1.6851	3.2%
		E34	2.5102	1.626	54.4	1.6633	2.2%
		A82	2.1261	1.1872	79.1	1.2237	3.0%
	Repetición 2	D14	2.6129	1.6409	59.2	1.7056	3.8%
		B53	2.365	1.4844	59.3	1.5176	2.2%
		C67	2.1426	1.2957	65.4	1.3438	3.6%
	Repetición 3	B39	2.4025	1.4622	64.3	1.4960	2.3%
		E56	2.4499	1.6099	52.2	1.6348	1.5%
		A57	1.9945	1.2008	66.1	1.2234	1.9%
Cuarta semana	Repetición 1	C72	2.1487	1.3538	58.7	1.3630	0.7%
		E31	2.4135	1.5769	53.1	1.5975	1.3%
		D12	2.4667	1.622	52.1	1.6502	1.7%
	Repetición 2	A80	1.7884	1.185	50.9	1.2115	2.2%
		C75	1.884	1.3342	41.2	1.3451	0.8%
		B51	2.3568	1.4977	57.4	1.5359	2.5%
	Repetición 3	E48	2.4039	1.6078	49.5	1.6179	0.6%
		D23	2.4845	1.6	55.3	1.6268	1.6%
		A75	2.1135	1.3766	53.5	1.3961	1.4%
Sexta semana	Repetición 1	C60	2.1289	1.2926	64.7	1.3037	0.9%
		D15	2.6004	1.6553	57.1	1.6741	1.1%
		B4	2.369	1.4688	61.3	1.4968	1.9%
	Repetición 2	E39	3.0897	1.5605	98.0	1.5756	1.0%
		B55	2.7787	1.45	91.6	1.4714	1.5%
		A39	2.4254	1.1886	104.1	1.2179	2.4%
	Repetición 3	D28	3.3736	1.8009	87.3	1.8216	1.1%
		C74	2.9302	1.3868	111.3	1.3983	0.8%
		E47	3.23	1.5827	104.1	1.6029	1.3%
Octava semana	Repetición 1	A71	2.8467	1.3639	108.7	1.3953	2.3%
		C68	2.6436	1.3352	98.0	1.3481	1.0%
		B11	3.177	1.5429	105.9	1.5859	2.7%
	Repetición 2	A55	3.0622	1.191	157.1	1.2250	2.8%
		E17	3.8693	1.589	143.5	1.6106	1.3%
		D21	4.0008	1.679	138.3	1.7052	1.5%
	Repetición 3	B13	4.0558	1.577	157.2	1.6202	2.7%
		D61	3.425	1.4581	134.9	1.4789	1.4%
		C53	3.291	1.4137	132.8	1.4312	1.2%
Decima semana	Repetición 1	A3	3.1012	1.2257	153.0	1.2683	3.4%
		B6	4.1718	1.619	157.7	1.6461	1.6%
		E6	3.9278	1.6052	144.7	1.6252	1.2%
	Repetición 2	E10	2.8862	1.3969	106.6	1.4315	2.4%
		D53	2.9248	1.4283	104.8	1.4461	1.2%
		C47	2.5622	1.2745	101.0	1.2872	1.0%
	Repetición 3	C29	2.8539	1.4293	99.7	1.4369	0.5%
		B16	3.2811	1.516	116.4	1.5499	2.2%
		A59	2.4864	1.1936	108.3	1.2215	2.3%
Duodécima semana	Repetición 1	D35	4.3478	1.4728	195.2	1.4906	1.2%
		E25	4.3653	1.57	178.0	1.5864	1.0%
		A31	4.1984	1.4384	191.9	1.4556	1.2%
	Repetición 2	B5	3.6675	1.491	146.0	1.5192	1.9%
		C48	3.5361	1.4276	147.7	1.4407	0.9%
		D60	3.45	1.445	138.8	1.4626	1.2%
	Repetición 3	E15	4.192	1.5772	165.8	1.5882	0.7%
		A41	4.3089	1.2364	248.5	1.2641	2.2%
		B34	4.5084	1.5372	193.3	1.5749	2.4%

Anexo 29: Pérdida de peso de *Simarouba amara* inoculado con *Xylaria apiculata*

<i>Xylaria apiculata</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Cuarta semana	Repetición 1	99	3.7369	1.4667	154.8	1.4762	0.6%
		7	3.2024	1.369	133.9	1.3796	0.8%
		33	3.1928	1.3983	128.3	1.4092	0.8%
	Repetición 2	5	3.1506	1.4287	120.5	1.4410	0.9%
		36	3.205	1.3962	129.6	1.4134	1.2%
		103	3.1205	1.379	126.3	1.4004	1.5%
	Repetición 3	70	3.8349	1.4002	173.9	1.4069	0.5%
		61	3.8351	1.3988	174.2	1.4196	1.5%
		72	3.6153	1.4132	155.8	1.4277	1.0%
Sexta semana	Repetición 1	43	3.0612	1.3918	119.9	1.4007	0.6%
		89	3.3041	1.3427	146.1	1.3428	0.0%
		87	3.164	1.3949	126.8	1.4038	0.6%
	Repetición 2	9	4.1728	1.4042	197.2	1.4245	1.4%
		52	4.1939	1.3983	199.9	1.4032	0.3%
		94	3.9848	1.4559	173.7	1.4778	1.5%
	Repetición 3	29	3.8686	1.4061	175.1	1.4157	0.7%
		86	4.0003	1.4695	172.2	1.4819	0.8%
		106	4.0017	1.4425	177.4	1.4617	1.3%
Octava semana	Repetición 1	115	3.5026	1.4039	149.5	1.4185	1.0%
		20	3.5792	1.3882	157.8	1.4021	1.0%
		128	3.6547	1.4226	156.9	1.4351	0.9%
	Repetición 2	126	4.232	1.3803	206.6	1.4028	1.6%
		90	4.23	1.3834	205.8	1.3890	0.4%
		17	4.1562	1.3902	199.0	1.4041	1.0%
	Repetición 3	114	4.2872	1.3988	206.5	1.4116	0.9%
		83	4.1867	1.4093	197.1	1.4197	0.7%
		57	4.5154	1.7514	157.8	1.7680	0.9%
Decima semana	Repetición 1	63	3.5559	1.3211	169.2	1.3311	0.8%
		102	3.629	1.4433	151.4	1.4485	0.4%
		80	4.3124	1.7259	149.9	1.7650	2.2%
	Repetición 2	12	4.1505	1.3789	201.0	1.4080	2.1%
		129	4.1935	1.372	205.6	1.3885	1.2%
		44	4.4079	1.4344	207.3	1.4513	1.2%
	Repetición 3	27	4.2189	1.3842	204.8	1.4149	2.2%
		13	4.2814	1.3805	210.1	1.4007	1.4%
		51	4.1199	1.3673	201.3	1.3926	1.8%
Duodécima semana	Repetición 1	119	4.4613	1.7843	150.0	1.8315	2.6%
		4	3.7635	1.3147	186.3	1.3229	0.6%
		39	3.9236	1.3555	189.5	1.3667	0.8%
	Repetición 2	25	3.426	1.4243	140.5	1.4461	1.5%
		37	3.2084	1.4759	117.4	1.4930	1.1%
		53	3.3851	1.4155	139.1	1.4301	1.0%
	Repetición 3	88	3.3491	1.4498	131.0	1.4619	0.8%
		69	3.2291	1.4184	127.7	1.4128	-0.4%*
		81	3.2781	1.4046	133.4	1.4178	0.9%
Decimocuarta semana	Repetición 1	107	3.3783	1.4049	140.5	1.4450	2.8%
		76	3.0885	1.3911	122.0	1.4070	1.1%
		56	3.487	1.4542	139.8	1.4999	3.0%
	Repetición 2	54	4.0018	1.3668	192.8	1.3939	1.9%
		19	4.1144	1.3695	200.4	1.3810	0.8%
		74	4.2339	1.4571	190.6	1.4839	1.8%
	Repetición 3	14	4.2474	1.3807	207.6	1.4189	2.7%
		50	4.2919	1.4229	201.6	1.4548	2.2%
		98	3.933	1.314	199.3	1.3313	1.3%

(*) No fue considerado para los análisis estadísticos por tener valor negativo o variado respecto al promedio presumible

por mal pesaje

Anexo 30: Pérdida de peso de *Simarouba amara* inoculado con *Xylaria tuberoides*

<i>Xylaria tuberoides</i>		Código de cubo	Peso húmedo	Peso seco después de prueba	contenido de humedad (%)	Peso seco antes de prueba	Pérdida de peso (%)
Cuarta semana	Repetición 1	26	4.1153	1.3804	198.1	1.3940	1.0%
		3	4.1861	1.4619	186.3	1.4724	0.7%
		73	4.0904	1.3957	193.1	1.4014	0.4%
	Repetición 2	68	3.2429	1.407	130.5	1.4178	0.8%
		91	3.657	1.399	161.4	1.4166	1.2%
		95	3.1189	1.365	128.5	1.3727	0.6%
	Repetición 3	92	3.4118	1.359	151.1	1.3703	0.8%
		105	3.8067	1.3852	174.8	1.4044	1.4%
		120	3.813	1.3901	174.3	1.4009	0.8%
Sexta semana	Repetición 1	59	4.39	1.5661	180.3	1.6075	2.6%
		78	3.8042	1.3718	177.3	1.3812	0.7%
		125	4.1941	1.6139	159.9	1.6619	2.9%
	Repetición 2	111	3.518	1.3833	154.3	1.3994	1.2%
		121	3.3757	1.3713	146.2	1.3900	1.3%
		130	3.6743	1.4005	162.4	1.4306	2.1%
	Repetición 3	21	4.1281	1.4974	175.7	1.3756	-8.9%*
		34	3.8941	1.3704	184.2	1.5038	8.9%*
		62	3.852	1.4279	169.8	1.4300	0.1%
Octava semana	Repetición 1	15	3.6735	1.4797	148.3	1.5007	1.4%
		49	3.2211	1.3895	131.8	1.3961	0.5%
		40	4.1387	1.811	128.5	1.8544	2.3%
	Repetición 2	108	4.3023	1.4313	200.6	1.4451	1.0%
		100	3.9072	1.3486	189.7	1.3635	1.1%
		28	4.6171	1.8206	153.6	1.8584	2.0%
	Repetición 3	38	3.9301	1.3889	183.0	1.4144	1.8%
		32	4.1383	1.465	182.5	1.4966	2.1%
		16	4.6784	1.7593	165.9	1.7843	1.4%
Decima semana	Repetición 1	18	3.6634	1.3688	167.6	1.3758	0.5%
		84	4.2044	1.3612	208.9	1.4151	3.8%
		82	3.9421	1.4008	181.4	1.4249	1.7%
	Repetición 2	79	3.0609	1.4126	116.7	1.4184	0.4%
		113	3.499	1.4359	143.7	1.4647	2.0%
		122	3.5553	1.4619	143.2	1.5056	2.9%
	Repetición 3	104	3.974	1.4032	183.2	1.4220	1.3%
		85	4.1927	1.5828	164.9	1.6081	1.6%
		42	4.4831	1.6618	169.8	1.7202	3.4%
Duodécima semana	Repetición 1	116	3.5519	1.4398	146.7	1.4619	1.5%
		127	3.3371	1.3772	142.3	1.3976	1.5%
		123	3.4519	1.386	149.1	1.4170	2.2%
	Repetición 2	45	3.6697	1.437	155.4	1.4391	0.1%
		31	4.173	1.4083	196.3	1.4560	3.3%
		6	4.4005	1.667	164.0	1.7247	3.3%
	Repetición 3	10	4.282	1.4533	194.6	1.4965	2.9%
		41	4.095	1.3942	193.7	1.4048	0.8%
		55	4.2278	1.4088	200.1	1.4406	2.2%
Decimocuarta semana	Repetición 1	96	3.5383	1.3585	160.5	1.3873	2.1%
		117	3.5865	1.3896	158.1	1.4116	1.6%
		58	3.3753	1.364	147.5	1.3719	0.6%
	Repetición 2	24	4.2151	1.3791	205.6	1.4249	3.2%
		75	4.3076	1.4412	198.9	1.4698	1.9%
		65	3.9851	1.4219	180.3	1.4272	0.4%
	Repetición 3	8	4.1388	1.3513	206.3	1.3922	2.9%
		64	3.9487	1.3794	186.3	1.3874	0.6%
		1	4.3716	1.4799	195.4	1.5123	2.1%

(*) No fue considerado para los análisis estadísticos por tener valor negativo o variado respecto al promedio presumible por mal pesaje