



# **ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**

## **FACULTAD DE RECURSOS NATURALES**

### **CARRERA DE AGRONOMÍA**

#### **“CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth), EN CINCO LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA”**

**Trabajo de Integración Curricular**

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**AUTOR: JOSUE DAVID SANMIGUEL CHIMBO**

**DIRECTOR: Ing. Ph.D. FERNANDO JOSÉ RIVAS FIGUEROA**

Riobamba - Ecuador  
2021

© 2021, Josue David Sanmiguel Chimbo

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

Yo, Josue David Sanmiguel Chimbo, declaro que el presente trabajo de integración curricular es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 21 de julio de 2021.



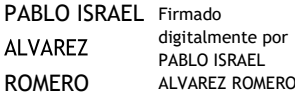


**Josue David Sanmiguel Chimbo**

**220015086-6**

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**  
**FACULTAD DE RECURSOS NATURALES**  
**CARRERA DE AGRONOMÍA**

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular; tipo: Proyecto de Investigación, **CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth), EN CINCO LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA**, realizado por el señor: **JOSUE DAVID SANMIGUEL CHIMBO**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal Autoriza su presentación.

	<b>FIRMA</b>	<b>FECHA</b>
Ing. Norma Soledad Erazo Sandoval Ph.D. <b>PRESIDENTE DEL TRIBUNAL</b>	 NORMA SOLEDAD ERAZO SANDOVAL Firmado digitalmente por NORMA SOLEDAD ERAZO SANDOVAL Fecha: 2021.08.20 14:43:02 -05'00'	2021-07-21
Ing. Rivas Figueroa Fernando José Ph.D. <b>DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN</b>	 Firmado electrónicamente por: <b>FERNANDO JOSE RIVAS FIGUEROA</b>	2021-07-21
Ing. Álvarez Romero Pablo Israel Ph.D. <b>MIEMBRO DE TRIBUNAL</b>	 PABLO ISRAEL ALVAREZ ROMERO Firmado digitalmente por PABLO ISRAEL ALVAREZ ROMERO	2021-07-21

## **DEDICATORIA**

Con mucho amor y cariño a mis queridos padres **José Sanmiguel y Anita Chimbo** por darme la luz de la vida y por apoyarme en los momentos buenos y malos, que como todo ser humano he tenido que pasar hasta el día de hoy.

A mis hermanos **Jonathan Sanmiguel, Adriana Sanmiguel y Jessica Sanmiguel** por mantener y cultivar en todos nosotros el amor, el respeto, la unión familiar por su comprensión y el apoyo incondicional que me han brindado lo cual me ha dado fuerza y voluntad para seguir adelante, siendo partícipes de mis más grandes logros.

**JOSUE DAVID SANMIGUEL CHIMBO**

## AGRADECIMIENTO

A **Dios** por bendecirme el día a día y por ser mi fortaleza espiritual en la ejecución y culminación de la investigación.

A **mis padres** y a **mis hermanos** por su incondicional y relevante apoyo y por ser fuente inspiradora y motivación de mi desarrollo académico profesional.

A los **Docentes de la Facultad de Recursos Naturales**, de la carrera de **Ingeniería Agronómica**, gracias por ser la llave hacia el conocimiento, por brindarme excelentes conocimientos, experiencias, sabiduría, criterio, respetando siempre la profesión a la que nos encaminamos con vocación y amor.

Al **Ingeniero Fernando Rivas Ph.D.** por confiarme esta investigación y por todo el apoyo brindado en la orientación y corrección de la investigación en su calidad de Tutor.

Al **Ingeniero Pablo Alvarez Ph.D.** por su invaluable colaboración y asesoría en el desarrollo de este trabajo de investigación, por compartir sus conocimientos en su calidad de Asesor

Al **Ingeniero Álvaro Rivera** por su generoso apoyo brindado en esta investigación.

A **mis amigos** que he encontrado en esta travesía por brindarme su amistad y apoyarme en todos los momentos.

**JOSUE DAVID SANMIGUEL CHIMBO**

## TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	ix
ÍNDICE DE FIGURAS.....	x
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	xii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xiii
ÍNDICE DE ABREVIATURAS.....	xiv
RESUMEN.....	xv
SUMMARY.....	xvi
INTRODUCCIÓN.....	1

## CAPÍTULO I

1.	MARCO TEÓRICO REFERENCIAL.....	4
1.1.	Origen e historia de la chonta a nivel nacional .....	4
1.1.1.	Origen de la chonta .....	4
1.1.2.	Historia de la chonta en el Ecuador .....	4
1.2.	Chonta ( <i>Bactris gasipaes</i> Kunth) .....	5
1.2.1.	<i>Aspectos generales</i> .....	5
1.2.2.	<i>Clasificación taxonómica</i> .....	5
1.2.3.	<i>Descripción botánica</i> .....	6
1.2.4.	<i>Razas de chonta</i> .....	7
1.3.	Principales plagas y enfermedades del fruto de chonta .....	7
1.3.1.	<i>Plagas</i> .....	7
1.3.1.1.	<i>Barrenador del fruto de chontaduro</i> .....	7
1.3.2.	<i>Enfermedades</i> .....	8
1.3.2.1.	<i>Tizón del racimo</i> .....	8
1.3.2.2.	<i>Pudrición blanca</i> .....	8
1.3.2.3.	<i>Moho blanco</i> .....	8
1.3.2.4.	<i>Mancha chocolate</i> .....	9
1.3.2.5.	<i>Pudrición basal</i> .....	9
1.3.2.6.	<i>Pudrición negra (Poscosecha)</i> .....	9
1.4.	Características climáticas de los cinco lugares de estudio .....	9

1.4.1.	<i>El Coca</i> .....	9
1.4.2.	<i>Patasyaku</i> .....	10
1.4.3.	<i>San Francisco de Asis</i> .....	10
1.4.4.	<i>Sani Isla</i> .....	10
1.4.5.	<i>San José</i> .....	10
1.5.	<b>Métodos de caracterización e identificación de microorganismos fúngicos</b> ....	11
1.5.1.	<b>Métodos Morfológicos</b> .....	11
1.5.1.1.	<i>Microscopía de luz</i> .....	11
1.5.1.1.	<i>Caracterización macroscópica</i> .....	11
1.5.1.2.	<i>Caracterización microscópica</i> .....	12
1.5.1.3.	<i>Caracterización microscópica por microcultivos</i> .....	13
1.6.	<b>Métodos Moleculares</b> .....	13
1.6.1.	<b>Reacción en cadena de la polimerasa: PCR</b> .....	13

## CAPÍTULO II

2.	<b>MARCO METODOLÓGICO</b> .....	15
2.1.	<b>Características del lugar</b> .....	15
2.1.1.	<i>Localización en campo</i> .....	15
2.1.2.	<i>Ubicación geográfica del área de estudio</i> .....	15
2.1.3.	<i>Condiciones climáticas</i> .....	15
2.1.4.	<i>Clasificación ecológica</i> .....	15
2.1.5.	<i>Localización en el laboratorio</i> .....	16
2.2.	<b>Materiales y equipos</b> .....	16
2.2.1.	<i>De campo</i> .....	16
2.2.2.	<i>De escritorio</i> .....	16
2.2.3.	<i>De laboratorio</i> .....	16
2.2.3.1.	<i>Material Biológico</i> .....	16
2.2.3.2.	<i>Materiales</i> .....	16
2.3.	<b>Metodología</b> .....	17
2.3.1.	<b>Registro de los principales síntomas y signos asociados a los frutos de chonta.</b> 17	
2.3.2.	<b>Aislamiento de microorganismos fúngicos asociados a los frutos chonta</b> .....	17
2.3.2.1.	<i>Aislamiento indirecto</i> .....	17
2.3.2.2.	<i>Aislamiento directo</i> .....	18
2.3.2.3.	<i>Cultivos puros</i> .....	18
2.3.2.4.	<i>Cultivos monospóricos</i> .....	19



2.3.3.	<b>Caracterización e identificación de los microorganismos fúngicos prevalentes en los frutos de chonta.....</b>	<b>19</b>
2.3.3.1.	<i>Caracterización cultural.....</i>	19
2.3.3.2.	<i>Caracterización morfológica.....</i>	19
2.3.4.	<b><i>Preservación de cultivos fúngicos puros usando el método de Castellani y glicerol a -20 °C .....</i></b>	<b>20</b>
2.4.	<b>Método de evaluación y registro de datos.....</b>	<b>21</b>
2.4.1.	<i>Número de frutos (muestras) colectadas.....</i>	<b>21</b>
2.4.2.	<i>Localidades .....</i>	<b>21</b>
2.4.3.	<i>Análisis de la diversidad fúngica asociada a frutos de chonta .....</i>	<b>21</b>

### **CAPÍTULO III**

3.	<b>MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.....</b>	<b>22</b>
3.1.	<b>Descripción de las manifestaciones sintomatológicas observadas en los frutos chonta atacados.....</b>	<b>22</b>
3.2.	<b>Caracterización e identificación de los microorganismos fúngicos prevalentes en los frutos de chonta.....</b>	<b>27</b>
3.3.	<b>Análisis de la diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta .....</b>	<b>48</b>
3.3.1.	<i>Abundancia relativa a nivel de filo, clase, orden, familia y género en relación a las cinco localidades .....</i>	<b>48</b>
3.3.2.	<i>Diversidad de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta en relación a las cinco localidades .....</i>	<b>57</b>
	<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>67</b>
	<b>RECOMENDACIONES.....</b>	<b>68</b>

### **GLOSARIO**

### **BIBLIOGRAFÍA**

### **ANEXOS**

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1-1:</b> Clasificación taxonómica de la especie <i>Bactris gasipaes</i> Kunth.....	5
<b>Tabla 1-2:</b> Ubicación geográfica de las cinco localidades de estudio de la Provincia de Orellana. .....	15
<b>Tabla 1-3:</b> Características culturales de los morfotipos aislados del genero <i>Penicillium</i> spp....	43
<b>Tabla 2-3:</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de los aislados de <i>Penicillium</i> spp.....	47
<b>Tabla 3-3:</b> Porcentaje de microorganismos fúngicos aislados a partir frutos de la palma de chonta con sintomatología en cinco localidades de la Provincia de Orellana, Ecuador.....	48
<b>Tabla 4-3:</b> Test de Kruskal-Wallis para la riqueza de especies de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades. ....	57
<b>Tabla 5-3:</b> Test de Kruskal-Wallis para la diversidad de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades. ....	59
<b>Tabla 6-3:</b> Test de Kruskal-Wallis para la diversidad de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades. ....	61

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1-1.</b> Morfología y crecimiento de colonias.....	12
<b>Figura 1-3.</b> Fenotipo color amarillo vivo con síntomas de pudrición seca con costras negras (a). Puntos negros hendidos y manchas de color café (b). Presencia de resina (exudado) (c). Necrosis de la epidermis y de la bráctea (d). Presencia de micelio blanco y negro sobre el exocarpo (e-f). .....	22
<b>Figura 2-3.</b> Fenotipo color rojo con síntomas de pudrición blanda-acuosa y presencia de micelio blanco (a). Necrosis de la epidermis y de la bráctea (b-c). Necrosis de la raquilla (d). Presencia de micelio blanco en el mesocarpo y exocarpo (e-f). Resina y manchas de color café (g). Pudrición seca y moho verde oscuro recubriendo las costras (h-i)..	23
<b>Figura 3-3.</b> Fenotipo color amarillo anaranjado con síntomas de pudrición blanda-acuosa y mal formación en la base del fruto (a). Necrosis de la epidermis y de la bráctea puntos negros hendidos (b-c). Presencia de resina (exudado) y costras negras (d-e). Presencia de micelio blanco sobre el exocarpo (f).....	24
<b>Figura 4-3.</b> Características culturales de <i>Geotrichum</i> spp. (Mofotipo_1) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia. (b).....	27
<b>Figura 5-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de <i>Geotrichum</i> spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, b) y Agar-Avena (c, d) a 25°C e incubadas durante 7 días. Artroconidios (a), Conidios (b), Hifas cortas únicas o múltiples con septos cortos (c, d). .....	28
<b>Figura 6-3.</b> Características culturales de <i>Mucor</i> spp. (Mofotipo_2) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 7 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b). .....	29
<b>Figura 7-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de <i>Mucor</i> spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, b) y Agar-Avena (c, d) a 25°C e incubadas durante 5 días. Esporangióforos hialinos no ramificados (a). Esporangio globoso (b). Liberación de esporangiosporas y presencia de columela (c). Esporangiosporas elípticas (d).....	30
<b>Figura 8-3.</b> Características culturales de <i>Cladosporium</i> spp. (Mofotipo_7) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).....	31
<b>Figura 9-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de <i>Cladosporium</i> spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, b), Agar-Avena (c, d) a 25°C e incubadas durante 14 días. Hifas con células hinchadas (a). Conidióforo macronematoso (b). Ramoconidios, con ramoconidios secundarios y conidios verdaderos (c). Conidios (d).....	32
<b>Figura 10-3.</b> Características culturales de <i>Ceratocystis</i> spp. (Mofotipo_8) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 7 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).....	33
<b>Figura 11-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados <i>Ceratocystis</i> spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, c), PDA (b, d), Agar-Avena (e, f) a 25°C e incubadas durante 4 días. Conidios primarios (a). Conidios secundarios (b). Aleurioconidios inmaduros (c). Aleurioconidios maduros (d). Conidióforos tubulares	

(e). Conidióforos fialídicos (f). .....	34
<b>Figura 12-3.</b> Características culturales de <i>Fusarium</i> spp. (Mofotipo_11_A) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b). .....	35
<b>Figura 13-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados <i>Fusarium</i> spp. crecidos en medio de cultivo Agar-Avena (a, b, c, d), SNA (e, f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Falsas cabezas ramificadas (a, b). Microconidios en cadenas cortas (c). Monofiálides cortas (d). Macroconidios (e). Microconidos (f). .....	36
<b>Figura 14-3.</b> Características culturales de <i>Fusarium</i> spp. (Mofotipo_16) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b). .....	37
<b>Figura 15-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados <i>Fusarium</i> spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, c), Agar-Avena (b, d, e), PDA (f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Monofiálides (a). Polifiálide (b). Microconidios en falsas cabezas (c, d). Macroconidios (e). Microconidos (f). .....	38
<b>Figura 16-3.</b> Características culturales de <i>Fusarium</i> spp. (Mofotipo_17) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b). .....	39
<b>Figura 17-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados <i>Fusarium</i> spp. crecidos en medio de cultivo Agar-Avena (a, b, c, d), SNA (e), PDA (f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Microconidios en cadenas cortas (a). Monofiálides cortas (b). Polifiálides (c). Microconidios en falsas cabezas (d). Macroconidios (e). Microconidos (f). .....	40
<b>Figura 18-3.</b> Características culturales de <i>Trichoderma</i> spp. (Mofotipo_12_A) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b). .....	41
<b>Figura 19-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de <i>Trichoderma</i> spp. crecidos en medio de cultivo Agar-Avena (a, c) y SNA (b, d) a 25°C e incubadas durante 7 días. Conidióforos dendríticos ramificados (a). Ramas apicales y secundarias (c, d). Conidios ovoides y elipsoidales (b). .....	42
<b>Figura 20-3.</b> Características culturales de <i>Penicillium</i> spp. crecidos en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Morfotipo_3 (a <sup>1</sup> a <sup>2</sup> ). Morfotipo_4 (b <sup>1</sup> b <sup>2</sup> ). Morfotipo_5 (c <sup>1</sup> c <sup>2</sup> ). Morfotipo_6 (d <sup>1</sup> d <sup>2</sup> )., Morfotipo_8_B (e <sup>1</sup> e <sup>2</sup> ). Morfotipo_9 (f <sup>1</sup> f <sup>2</sup> )., Morfotipo_10_B (g <sup>1</sup> g <sup>2</sup> ). Morfotipo_14 (h <sup>1</sup> h <sup>2</sup> ). Morfotipo_15 (i <sup>1</sup> i <sup>2</sup> ). Color del anverso de la colonia (a <sup>1</sup> b <sup>1</sup> c <sup>1</sup> d <sup>1</sup> e <sup>1</sup> f <sup>1</sup> g <sup>1</sup> h <sup>1</sup> i <sup>1</sup> ), color del reverso de la colonia (a <sup>1</sup> b <sup>1</sup> c <sup>1</sup> d <sup>1</sup> e <sup>1</sup> f <sup>1</sup> g <sup>1</sup> h <sup>1</sup> i <sup>1</sup> ). .....	44
<b>Figura 21-3.</b> Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de <i>Penicillium</i> spp. crecidos en medio de cultivo PDA (a, b), SNA (c, f), Agar-Avena (d, e, f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Conidios subhialinos-verdoso globosos a subglobosos (a, b). Conidióforo monoverticilado (c). Conidióforo biverticilado simétrico (d) y asimétrico (e). Conidióforo terverticilado (f). Sinema (g). .....	46

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

<b>Gráfico 1-3.</b> Abundancia relativa a nivel de filo de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	49
<b>Gráfico 2-3.</b> Abundancia relativa a nivel de clase de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	50
<b>Gráfico 3-3.</b> Abundancia relativa a nivel de orden de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	52
<b>Gráfico 4-3.</b> Abundancia relativa a nivel de familia de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	54
<b>Gráfico 5-3.</b> Abundancia relativa a nivel de familia de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	56
<b>Gráfico 6-3.</b> Riqueza de especies de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	58
<b>Gráfico 7-3.</b> Índice de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	60
<b>Gráfico 8-3.</b> Índice de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. ....	62

## ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A:** Recolección de los frutos de la palma chonta en la Provincia de Orellana.
- ANEXO B:** Aislamiento indirecto de microorganismos fúngicos de frutos de la palma chonta.
- ANEXO C:** Aislamiento directo de microorganismos fúngicos de frutos de la palma de chonta.
- ANEXO D:** Conteo de las colonias fúngicas de los frutos de la palma de chonta.
- ANEXO E:** Cultivo puro de los morfotipos fúngicos aislados de frutos de la palma chonta.
- ANEXO F:** Preservación de los morfotipos fúngicos aislados de frutos de la palma de chonta.
- ANEXO G:** Cultivo monospórico de los morfotipos aislados de frutos de la palma de chonta.
- ANEXO H:** Realización de microcultivos de los morfotipos aislados de frutos de la palma de chonta.
- ANEXO I:** Morfotipos caracterizados, identificados obtenidos de los frutos de la palma de chonta y clasificados por jerarquías utilizando la herramienta Bioinformática Taxonomy del NCBI.
- ANEXO J:** Riqueza de especies, índice de Shannon e índice de Simpson totales de la diversidad fúngica entre las localidades de la Provincia de Orellana.
- ANEXO K:** Resumen de la Riqueza de Especies entre las localidades de la Provincia de Orellana.
- ANEXO L:** Resumen del índice de Shannon entre las localidades de la Provincia de Orellana.
- ANEXO M:** Resumen del índice de Simpson entre las localidades de la provincia de Orellana.

## ÍNDICE DE ABREVIATURAS

PDA	Potato Dextrose Agar
ITIS	Integrated Taxonomic Information System
NCIB	National Center for Biotechnology Information
OUT	Operative Taxonomic Unit
SNA	Spezieller Nährstoffarmer Agar

## RESUMEN

La presente investigación tuvo como objetivo caracterizar los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth), en cinco localidades de la provincia de Orellana. Se recolectaron diferentes fenotipos (Amarillo vivo, Amarillo anaranjado y Rojo-Rojo oscuro) de chonta atacados por microorganismos fungosos, en las localidades de San Francisco de Asis, El Coca, Sani Isla, Patasyaku y San José. Se practicaron aislamientos directos e indirectos de los frutos, se registraron las colonias fúngicas que fueron apareciendo siendo agrupados por morfotipos. En la caracterización macroscópica de los morfotipos se registraron caracteres culturales como: el color del anverso, reverso, forma, margen, textura y elevación de las colonias; y, la caracterización microscópica de los morfotipos se realizó mediante la técnica de placas y de microcultivo, por consiguiente, se registraron datos de estructuras fúngicas. Se evaluó la diversidad fúngica, mediante abundancia relativa y usando el programa R 3.6, se estimó el número de especies efectivas, la riqueza de especies y los índices de diversidad de Shannon y Simpson. La diversidad fúngica entre las localidades fue diferente, mostrando la localidad de San Francisco de Asis la mayor diversidad de microorganismos fúngicos y la localidad de El Coca la menos diversa. Asimismo, el test de Kruskal- Wallis corroboró esa diferencia según los índices de diversidad entre localidades. Las manifestaciones sintomatológicas encontradas en los fenotipos de frutos de chonta fueron: necrosis, pudriciones blandas, pudriciones secas, presencia de costras, exudados y masa de hifas color blanco, micelio negro y moho verde. Los microorganismos fúngicos presentes fueron los géneros *Geotrichum* spp., *Mucor* spp., *Penicillium* spp., *Cladosporium* spp., *Fusarium* spp., *Trichoderma* spp. y *Ceratocystis* spp. Se recomienda realizar pruebas de patogenicidad para comprobar esa sintomatología y hacer análisis moleculares y filogenéticos de los microorganismos fúngicos encontrados en los frutos de chonta para una identificación a nivel de especie.

**Palabras clave:** <CARACTERIZACIÓN>, <SINTOMATOLOGÍA>, <CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth)>, <AISLAMIENTO>, <MICROORGANISMOS FÚNGICOS>, <DIVERSIDAD>, <ORELLANA (PROVINCIA)>.

LUIS  
ALBERTO  
CAMINOS  
VARGAS

Firmado digitalmente por  
LUIS ALBERTO CAMINOS  
VARGAS  
Nombre de reconocimiento  
(DN): c=EC, +R=RIOBAMBA,  
serialNumber=+962766974,  
cn=LUIS ALBERTO CAMINOS  
VARGAS  
Fecha: 2021.08.04 16:03:34  
+0500



1501-DBRA-UTP-2021



## SUMMARY

This investigation aims to characterize the fungal microorganisms associated with chonta fruits (*Bactris gasipaes* Kunth) in five places belonging to Orellana province. Different phenotypes (bright yellow, orange yellow and dark reddish-red) of chonta attacked by fungal mycoorganisms were collected in these places of *San Francisco de Asis*, *El Coca*, *Sani Isla*, *Patasyaku* and *San José*. Direct and indirect isolations of the fruits were made, and the fungal colonies that appeared were recorded and grouped by morphotypes. In the macroscopic characterization of the morphotypes, cultural characters such as: color of the front, back, shape, margin, texture and elevation of the colonies were recorded; and the microscopic characterization of the morphotypes was carried out by means of the plate and microculture technique, therefore, data of fungal structures were recorded. Fungal diversity was evaluated by means of relative abundance and using the R 3.6 program, the number of effective species, species richness and Shannony Simpson's diversity indexes were estimated. Fungal diversity was different in these places, demonstrating that *San Francisco de Asis* has most diversity of fungal microorganisms and the *El Coca* has the least one. Likewise, the Kruskal-Wallis confirmed this difference according to the diversity indexes in these places. The symptomatologic manifestations found in the chonta fruit phenotypes were: necrosis, soft rots, dry rots, presence of crusts, exudates and masses of white hyphae, black mycelium and green mold. The fungal microorganisms present were the genera *Geotrichum* spp., *Mucor* spp., *Penicillium* spp., *Cladosporium* spp., *Fusarium* spp., *Trichoderma* spp. and *Ceratocystis* spp. It is recommended to perform pathogenicity tests to verify this symptomatology and to make molecular and phylogenetic analyses of the fungal microorganisms found on chonta fruits for a species level identification.

**Keywords:** <CHARACTERIZATION>, <SYMPTOMATOLOGY>, <CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth)>, <ISOLATION>, <FUNGIC MICROORGANISMS>, <DIVERSITY>, <ORELLANA (PROVINCE)>.

# **CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth), EN CINCO LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.**

## **INTRODUCCIÓN**

### **A. Importancia**

El chontaduro o chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) es la palmera de origen americano de mayor importancia económica de los pueblos nativos, ha sido domesticada y ampliamente utilizada en los neotrópicos húmedos de tierras bajas durante la época precolombina, además es cierto que puede volver a convertirse en un cultivo importante para los trópicos húmedos (Clement y Mora, 1987; citados en Ríos et al, 2016: pp.313-317). En el planeta, la mayor parte de los productos de la dieta humana provienen de especies domesticadas. Por este motivo, organizaciones internacionales como la FAO y ONU y las políticas nacionales han hecho hincapié en la conservación y aprovechamiento de los recursos alimentarios domesticados. Sin embargo, varias especies han sido olvidadas de su protección y conservación. Este es el caso del chontaduro o chonta (*Bactris gasipaes* Kunth), una palmera nativa ampliamente distribuida en los bosques tropicales y subtropicales, y la única especie de palma domesticada en el Neotrópico (CEPRA, 2019: p.28).

Culturalmente el chontaduro o chonta en el Ecuador ha sido domesticado con el fin de mejorar las características agronómicas del fruto en especial: tamaño, forma, color, sabor y composición química. Por esta razón se ha reportado una amplia variación morfológica, bioquímica y genética (Montúfar y Rosas, 2013: p.79). En Ecuador, el chontaduro constituye una importante fuente de alimentación en las zonas tropicales, particularmente los pueblos indígenas de la Costa y la Amazonía han generado una enorme diversidad domesticada de los frutos que constituye un factor clave de su soberanía y seguridad alimentaria. De los frutos del chontaduro, los pueblos amazónicos generan harinas, colorantes naturales, bebidas tradicionales como la chicha de chonta y otras bebidas no alcohólicas; adicionalmente los indígenas amazónicos derrumban los tallos de chontaduro de individuos maduros para ser usados como medios de cultivo para larvas de insectos ampliamente consumidos en la región amazónica (*chontacuros, mayón*) (CEPRA, 2019: p.29).

En el contexto cultural y social, el chontaduro o chonta es un símbolo importante para los pueblos amazónicos referente con la abundancia, alimentación e hitos religiosos. En la población amazónica de Archidona y en las comunidades Kichwas de la zona se lleva a cabo la “fiesta de la chonta” entre el 22 y el 25 de abril, temporada que coincide con los períodos de fructificación del

chontaduro. Celebraciones similares se hacen en localidades shuar de Morona Santiago y Zamora Chinchipe (Montúfar y Rosas, 2013: p.81). Por ejemplo, en Colombia la importancia del chontaduro no se limita a lo rural, en ciudades como Cali y Bogotá, se expenden frutos de chonta, lo cual constituye una importante fuente de ingresos económicos para las comunidades rurales que manejan este recurso.

## **B. Problema**

Ecuador alberga una enorme diversidad genética y variabilidad fenotípica del fruto del chontaduro o chonta (*Bactris gasipaes* Kunth); del cual se aprovecha su fruto, de gran valor nutritivo, su madera y el tallo tierno, que se cosecha para extraer palmito. No se ha dado importancia científica al fruto de chontaduro a pesar del valor cultural y económica de esta especie para la seguridad y soberanía alimentaria del país; por tal motivo se desconoce cuál es y la función de la microbiota fúngica asociada a frutos de chonta.

## **C. Justificación**

En el país existe un enorme vacío sobre el conocimiento de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta. Pese a la alta diversidad fenotípica del chontaduro en países productores como Costa Rica y Ecuador solo se ha hecho hincapié al chontaduro como palmito, es así que solo se reportan hongos con roles de fitopatógenos como los del género *Colletotrichum* sp. causante de la mancha negra de las hojas, *Drechslera setariae* que provoca la mancha de anillo en el tallo y *Lasiodiplodia theobromae* causante de la hoja deshinchada (Arroyo et al., 2004: p.64). En el país no se ha explorado la importancia de la microbiota fúngica asociada a los frutos de chontaduro, así como también el papel de estos organismos fungos en la salud de los frutos de *Bactris gasipaes*, es decir no se conocen la diversidad de hongos presentes en los diferentes fenotipos, ni su papel; por tal razón esta investigación está encaminada a caracterizar la diversidad de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chontaduro, la misma permitirá posteriormente establecer el papel de estos microorganismos y su potencial uso agrícola y biotecnológico.

**D. Objetivos**

**a. Objetivo general**

Caracterizar los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth), en cinco localidades de la Provincia de Orellana.

**b. Objetivos específicos**

- Describir los síntomas y signos presentes en los frutos de chonta.
- Aislar microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta.
- Identificar los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta.
- Caracterizar cultural y morfológicamente los microbios fúngicos asociados a los frutos de Chonta.
- Comparar la diversidad fúngica de frutos de chonta de cinco localidades de la Provincia de Orellana.

**E. Hipótesis**

**a. Nula**

La diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta no difiere en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

**b. Alterna**

La diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta difiere en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

## CAPÍTULO I

### 1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

#### 1.1. Origen e historia de la chonta a nivel nacional

##### 1.1.1. *Origen de la chonta*

La palma de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) fue un cultivo alimentario básico para muchas comunidades precolombinas amerindias en los neotrópicos húmedos de tierras bajas. Los amerindios domesticaron la chonta y la distribuyeron en gran parte de la cuenca del Amazonas, la región andina del noroeste y América Central, produciendo en el proceso un complejo de razas genéticamente ricas (Mora, Weber, y Clement, 1997: p.7). Según Villanchica (1996: p.217), menciona que la existencia de diferentes progenies y razas semejantes a *B. gasipaes*, sugiere que la chonta puede haberse originado no exclusivamente en un lugar, sino en varias localidades de la Amazonia occidental y de la región noroccidental de América del Sur situadas a lo largo de la Cordillera de los Andes, por medio de diferentes hibridaciones. La palma de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) es una palma neotropical con poblaciones domesticadas por nativos americanos, y presenta una increíble diversidad morfológica en sus poblaciones silvestres y cultivadas, debido a que se producen en diferentes ambientes y exhiben diferentes grados de domesticación (Clement et al, 2017: p.148). El origen de la domesticación del chontaduro sigue siendo controvertido: se ha propuesto que en el neotrópico hubo un exclusivo centro de domesticación y además se ha planteado la existencia de diversos e independientes centros. Los registros arqueológicos sugieren que la domesticación de esta especie se remonta al periodo precolombino a manos de los pueblos amerindios (Montúfar et al., 2013: p.79).

##### 1.1.2. *Historia de la chonta en el Ecuador*

La chonta en Ecuador, está extensamente distribuido en las zonas tropicales húmedas de la Costa, en las estribaciones andinas bajo los 1300 metros y en toda la región Amazónica, se desarrolla en suelos proporcionadamente drenados. Está presente en el occidente de Venezuela, la costa caribeña de Colombia, la costa pacífica y las estribaciones andinas occidentales de Colombia y Ecuador, así como también en las estribaciones andinas orientales y la Amazonía de Perú, Bolivia y los estados brasileros de Acre, Rondonia, Amazonas, Mato Grosso y Pará (Montúfar et al, 2013: p.80). En Ecuador se encuentra en bosques húmedos tropicales y subtropicales de la Costa, a 50–1300 m de altitud y también en bosques semisecos de las provincias de Manabí, El Oro, Loja y

Los Ríos. En el año 2004 ha sido reportada la primera población de chonta en la Amazonía ecuatoriana, en la cuenca del elevado Nangaritza (900–1 200 m de altitud, Zamora-Chinchipe); y crece en bajas densidades interiormente de pequeños restos de vegetación y bosques secundarios (Montúfar et al, 2013: p.81). El chontaduro es un alimento básico en la dieta local de las comunidades indígenas de la región Costa y Amazónica durante la época de cosecha. En la población amazónica de Archidona y en las comunidades Kichwas de la zona se desarrolla la “fiesta de la chonta” entre el 22 y el 25 de abril, etapa que coincide con los períodos de fructificación del chontaduro. Celebraciones similares se realizan en localidades shuar de Morona Santiago y Zamora Chinchipe. El fruto además se utiliza como alimento para animales (Montúfar et al, 2013: p.81).

## 1.2. Chonta (*Bactris gasipaes* Kunth)

### 1.2.1. Aspectos generales

La palma de chonta forma parte de la familia de las Arecáceas, es una planta monocotiledónea, con epicentro nativo en superficies amazónicas de Brasil, Ecuador, Colombia y Perú. En Centro América la planta se ha naturalizado, destacándose Costa Rica como el más grande productor mundial (Crane, 2016: p.1). Es una palmera de hasta 20-31 metros de altura, que crece en bosques tropicales desde el nivel del mar hasta los 1200 metros, aun cuando el límite ideal es los 800 metros. Su tronco es delgado, solitario o cespitoso, y en la mayor parte de sus variedades está cubierto de espinas tan duras que atraviesan sin complejidad la suela de una bota (Carrera, 2018: Allpa).

### 1.2.2. Clasificación taxonómica

La taxonomía de la planta de *Bactris gasipaes* es la siguiente:

**Tabla 1-1:** Clasificación taxonómica de la especie *Bactris gasipaes* Kunth.

Reino	Plantae
Subreino	Viridaeplantae
Infrareino	Streptophyta
División	Tracheophyta
Subdivisión	Spermatophytina
Infradivisión	Angiospermae
Clase	Magnoliopsida
Superorden	Lilianae

Orden	Arecales
Familia	Areaceae
Genero	<i>Bactris</i>
Especie	<i>Bactris gasipaes</i>
	Chonta,
	Pejibaye,
Nombres comunes	Chontaduro, Pijigao, Pirijaho, Cachipae, etc

---

Fuente: Integrated Taxonomic Information System (ITIS), 2020.

### 1.2.3. Descripción botánica

Montúfar y Rosas (2013: pp.77-79), indican las siguientes características de la palma de chonta:

Palmera de sotobosque con tallo solitario o cespitoso, de 2–18 m de altura, 8–25 cm de diámetro y densamente cubierto de espinas negras de 5–15 cm de largo en los entrenudos o rara vez sin espinas. La copa formada por 7–20 hojas arqueadas de 2–5 m largo; 90–145 pares de folíolos de 50–100 cm de largo y 4 cm de ancho, lanceolados o lineares insertados en el raquis en grupos (3–5) y distribuidos en diversos planos de orientación; espinas pequeñas de color café amarillento en las venas y márgenes de los folíolos. La base de los pecíolos esta cubierta de espinas negras. Inflorescencia interfoliar al inicio y posteriormente infrafoliar, ramificada y escasas espinas; bráctea peduncular persistente y cubierta de espinas. Los frutos son drupas de tamaño y forma variable, de esféricos a ovoides (1–12 × 1–7 cm) y de color amarillo a rojo en la madurez.

La chonta tiene un rápido crecimiento (1.5–2 m por año) y la producción de frutos se inicia 3–5 años luego de la siembra. Según su procedencia y las condiciones ambientales un racimo de frutos puede pesar hasta 19 kg, y contiene 75–420 frutos con un peso individual que varía entre 6.7 y 244 gr. Los frutos (1–9 cm de diámetro) contienen 3.8–225 gramos de mesocarpio y maduran a los 3–4 meses; frecuentemente se cosechan dos veces al año. En la cosecha principal un tallo del chontaduro produce hasta siete racimos y en la cosecha secundaria hasta tres racimos. La palma puede vivir 50–75 años. Presenta una polinización cruzada (alógama). Los curculiónidos (*Andrathobius palmarum* y *Phyllotrox* sp.) del orden coleóptera, son los principales polinizadores de las poblaciones de chonta en América Central-Chocó y en la cuenca amazónica respectivamente. Otros polinizadores potenciales son las moscas y abejas. El viento y la gravedad aportan además al movimiento del polen. Los frutos y semillas son dispersados a cortas distancias

por aves, roedores y en especial por el ser humano.

#### **1.2.4. Razas de chonta**

Las razas de chonta se integran en dos grupos: oriental y occidental. Las que se hallan al este de la cordillera de los Andes, en lo que es la cuenca Amazónica y la cuenca del Orinoco, constituyen las razas orientales. Por otra parte, las que se encuentran al oeste de la cordillera de los Andes, en el valle del Cauca, la zona del Chocó, Colombia, en Panamá y Costa Rica, son identificadas como las razas occidentales (Bernales,1996; OCTA, 2016: p.18). En el territorio incluido entre los paralelos 16°N y 17°S, se hallan algunas poblaciones de microcarpa silvestres diferenciables rotundamente entre ellas, desde el punto de vista de Mora Urpí (1993), de este complejo de poblaciones silvestres, es claro que han sido domesticadas en diverso grado las siguientes: *Guilielma insignis* Martius en Bolivia; *G. ciliata* Wendl. (sinónimos *G. microcarpa* Huber y *B. dahlgreniana* Glassman) en Perú; "chontilla", una especie aún no descrita, en Ecuador; *G. chontaduro* Triana ("chinamato") en Colombia, *G. macana* Martius en Venezuela y posiblemente una especie de la población "Caqueta-Putumayo", en Colombia y otra de la población "Darién" en Panamá (Bernales,1996; OCTA, 2016: p.19).

Desde la posición de Montúfar et al. (2013: pp. 77-79), en la actualidad en el Ecuador se reconocen dos variedades de *Bactris gasipaes*: *gasipaes*, localmente conocida como **palma de chonta** o **chontaduro**, constituye la forma domesticada por sus frutos y distribuida en las zonas tropicales y subtropicales del neotrópico; y *chichagui*, localmente conocida como **chontilla**, es el pariente silvestre, no cultivada, de la variedad *gasipaes*. La variedad *chichagui* ha sido previamente identificada como *Bactris macana* o *Bactris dahlgreniana*. Las dos variedades son morfológicamente muy semejantes, sin embargo, difieren en el tamaño del fruto, cuyo volumen promedio es de 70 cm<sup>3</sup> en la variedad *gasipaes* y de apenas 2–5 cm<sup>3</sup> en la variedad *chichagui* (Datos del occidente de Ecuador).

### **1.3. Principales plagas y enfermedades del fruto de chonta**

#### **1.3.1. Plagas**

##### **1.3.1.1. Barrenador del fruto de chontaduro**

*Palmelampus heinrichi* es una plaga del orden coleóptera clave que en ausencia de manejo puede causar el ingreso de microorganismos y la posterior pudrición o caída prematura de la mayoría de



los frutos. Entre otros factores biológicos de la plaga destacan: fase larval corto (menor a 15 días), empupamiento en el suelo, longevidad alta (65-94 días); oviposición alta (bajo condiciones de laboratorio hasta 20 huevos fértiles/día) y etapa de fertilidad largo, la hembra es prolífico durante toda su fase adulta (Constantino et al., 2003; citados en Pardo et al., 2015: p.47).

### **1.3.2. Enfermedades**

#### **1.3.2.1. Tizón del racimo**

Su agente causal es *Graphium* sp., “sus síntomas son el secamiento progresivo de las ramillas del racimo con un pobre desarrollo y posible caída de frutos” (CORPOICA, 1996: p.10).

#### **1.3.2.2. Pudrición blanca**

El agente causal es *Monilia* sp., “se caracteriza por atacar a frutos maduros, entre los aspectos característicos están la presencia de consistencia blanda, acuosa, recubiertos con un moho blanco que emiten un olor desagradable propio de la enfermedad” (Rivas, 2019: p. 24; Peña, 2000: p.75). Ojeda (2004: p.46), manifiesta que la patología se presenta en toda clase de frutos verdes, empezando como pequeñas manchas amarillas, las cuales al incrementar de tamaño se cubren de fructificaciones blancas del hongo. Pese a que se consideró una enfermedad de gran potencial, se ha limitado a ciertas áreas en plantaciones con alta humedad relativa o en años de alta precipitación. Además, argumenta que debido al mal olor ocasionado por esta patología atrae varios insectos, estos pueden ser considerados como vectores importantes, aunque el viento puede diseminarse únicamente una vez que el estoma está seco.

#### **1.3.2.3. Moho blanco**

Esta enfermedad (Agente causal: *Phytophthora palmivora*) se ha presentado solamente en el Banco de germoplasma en los materiales de Brasil, inicialmente se mostró como una enfermedad de gran potencial, sin embargo, en el lapso del tiempo se ha mostrado como una enfermedad que “no llegó a quedarse”, debido a que, en la actualidad, básicamente ha desaparecido. Los síntomas son muy semejantes a los de *Monilia*, mostrando un mayor crecimiento micelial lanoso y ausencia de mal olor (Ojeda, 2004: p.46).

#### **1.3.2.4. Mancha chocolate**

Esta enfermedad (Agente causal: *Pseudomonas syringae*) se ha presentado solamente en el sector de Tucurrique del cantón de Jiménez, de la provincia de Cartago, Costa Rica; comienza como una lesión superficial, levemente hundida, de color café claro que empieza en el ápice y después se prolonga a todo el fruto. No hay penetración en la pulpa y el fruto preserva su consistencia; afecta todos los tipos y tamaños. Se muestra severa únicamente en años de excesiva precipitación (Ojeda, 2004: p.47).

#### **1.3.2.5. Pudrición basal**

La ocurrencia de esta enfermedad (Agente causal: *Diplodia sp.*) suele confundirse en las diferentes zonas y se confunde con caída natural del fruto. Se ha relacionado con el exceso de humedad en el suelo. Empieza como una necrosis de las brácteas de la base del fruto y después aparece una lesión pardo claro, suave, rodeada de un halo amarillo anaranjado, cubierta por un micelio grisáceo y gran cantidad de puntos oscuros o picnidios. Internamente se presenta como una pudrición de color pardo-oscuro afectando la nuez. Produce la caída temprana del fruto y aparentemente el hongo se desarrolla primero en las brácteas que se necrosan fisiológicamente (Ojeda, 2004: p.47).

#### **1.3.2.6. Pudrición negra (Poscosecha)**

La afección es importante en frutos maduros cosechados por lo que perjudica su presentación y comercialización. Agente causal: *Ceratocystis spp.*, *Thielaviopsis spp.*, fase imperfecta del hongo, *Charolopsis spp.* La intensidad de la enfermedad se acentúa por el daño que sufren los frutos al ser atacados por: insectos, mal manejo, manejo del racimo en cosecha y poscosecha que sufren los frutos. Se caracteriza por una pudrición blanda en el fruto que conforme progresa la enfermedad se torna negro. Los frutos presentan olor característico de fermentación (olor a piña madura) que resulta atractivos para insectos (CORPOICA, 1996: p.10; Peña, 2000: pp.75-76).

### **1.4. Características climáticas de los cinco lugares de estudio**

#### **1.4.1. El Coca**

La Parroquia Urbana Puerto Francisco de Orellana conocida como “El Coca”, forma parte del

Cantón Francisco de Orellana, Provincia de Orellana. En general el clima del Cantón es esencialmente tropical cálido húmedo; la temperatura promedio anual asciende a los 26.19°C; los niveles de precipitación en las zonas bajas son constantes, con un promedio anual de 3126 mm de lluvia al año; la humedad relativa es alta situándose valores superiores a 81%; su altitud media es de 514 metros, con altitud máxima de 822 metros y mínima de 205 msnm (PDyOT, Francisco de Orellana, 2018: p.14; GAPO, Orellana, 2018: p.63).

#### **1.4.2. *Patasyaku***

La Comunidad Patasyaku forma parte de la Parroquia Rural San Luis de Armenia, está ubicado en el Oriente Ecuatoriano, pertenece al Cantón Francisco de Orellana, perteneciente a la Provincia de Orellana. El clima es en esencia tropical cálido húmedo; la temperatura promedio anual en las tierras bajas es de 26°C. Hay una radiación solar que dura aproximadamente 12 horas todos los días del año, su nivel de precipitación promedio anual es de 300 mm con una distribución bastante regular durante todo el año; su humedad relativa es además alta situándose valores entre 85.7%-88.8% manteniéndose relativamente constante durante todo el año (PDyOT, San Luis de Armenia, 2020: pp.82-90).

#### **1.4.3. *San Francisco de Asis***

La Comunidad San Francisco de Asis forma parte de la Parroquia Rural San José de Payamino, está ubicado en la parte norte del Cantón Loreto, perteneciente a la Provincia de Orellana. Presenta las siguientes características climáticas: precipitación de anual que fluctúa de 1800 a 4200 mm; la temperatura varía entre 24°C a 27°C; altitud promedio de 300 msnm (PDyOT, San José de Payamino, 2015: pp.12-30).

#### **1.4.4. *Sani Isla***

La comunidad Sani Isla forma parte de la Parroquia Rural El Edén, se encuentra localizado a dos horas y media del Cantón Francisco de Orellana, Provincia de Orellana. Presenta terrenos bastante irregulares, con altitud de 365 msnm; el clima se manifiesta como súper húmedo, mega térmico cálido, con una temperatura de 24 a 26 °C de acuerdo al balance hídrico se determina una precipitación de 3066 mm (PDyOT, El Edén, 2015: pp.20-30).

#### **1.4.5. *San José***

Comunidad conocida como San José de Rio Coca, es una comuna Suburbana del Catón Francisco

de Orellana, Provincia de Orellana. El piso climático es de tierras bajas con una altitud 213 msnm; la precipitación anual fluctúa en el rango de 3000 mm a 3126.9 mm; el rango de temperatura va desde los 25.1 a 27.6°C; debido a una flora exuberante, la humedad relativa es mayor a 80%; con altitud promedio de 266 msnm (PDyOT, Francisco de Orellana, 2018: p.14).

## **1.5. Métodos de caracterización e identificación de microorganismos fúngicos**

A partir del tejido vegetal enfermo se puede aislar a los patógenos, se realiza de dos formas que son: aislamiento directo, se hace una vez que la muestra vegetal presenta signos donde es posible tomar una pequeña porción del mismo y sembrar en una placa con medio de cultivo; y aislamiento indirecto, se hace disecciones del tejido enfermo para aumentar las posibilidades de aislamiento del patógeno, los trozos de tejido vegetal se someten a una desinfección superficial y son sembrados en medios de cultivos (Alfenas, 2016: pp.59-63). Los aislamientos purificados de hongos se caracterizan e identifican mediante los siguientes métodos morfológicos y moleculares.

### **1.5.1. Métodos Morfológicos**

#### **1.5.1.1. Microscopía de luz**

Según Arias (2008: p.66), menciona que la evaluación de estructuras fúngicas para descripción morfológica se hace por medio del microscopio óptico efectuando visualizaciones con magnificaciones 20x, 40x, 60x (Inmersión en aceite) y 100x (Inmersión en aceite) y mediante el examen del material usado para la tinción y montaje, donde se determina la forma y el tamaño de los conidios.

#### **1.5.1.1. Caracterización macroscópica**

Según Estrada y Ramírez (2019: p.93), establecen que las características morfológicas (macroscópicas) de hongos, posteriormente del período de incubación y de visualizarse crecimiento, consideran el aspecto de las colonias al crecer en los diferentes medios de cultivo (Potato Dextrose Agar, Agar-Nutriente, Corn Meal Agar, etc.) y se determinan las características del cultivo: forma, elevación, margen, producción de pigmentos, textura, etc. (**Figura 1-1**).



**Figura 1-1.** Morfología y crecimiento de colonias.

Fuente: Madigan, 2009, p. 321.

### 1.5.1.2. Caracterización microscópica

Estrada y Ramírez (2019: pp.95-96), establecen que las características morfológicas (microscópicas) de hongos, posteriormente del período de incubación, se deben realizar placas de crecimientos de hongos, para las observaciones al microscopio y determinar las características observadas; además, manifiestan que las placas se realizan de dos formas que son:

#### 1) Placa realizada con estilete:

En condiciones estériles, se coloca sobre una lámina porta-objeto, una gota de lactoglicerol, se toma con un estilete una pequeña porción del hongo en crecimiento de la caja de Petri, y se procede a dispersarla levemente con la ayuda de otro estilete; se cubre con un cubre-objetos y se determinan las características morfológicas con el microscopio, primero con objetivo de menor aumento y después con objetivo de mayor aumento.

#### 2) Placa realizada con cinta adhesiva:

En condiciones estériles, se toma una porción de cinta adhesiva transparente con los dedos pulgar y anular (la parte pegante de la cinta dirigida hacia el cultivo del hongo, de donde se toma la muestra), se acerca la cinta al cultivo por la parte pegante y suavemente con el dedo índice se hace una pequeña presión sobre el cultivo, se retira y con la ayuda de la otra mano se extiende la cinta, se pega bien sobre un porta-objeto que contiene una gota de lactoglicerol, se deja reposar por un minuto (mientras se tiñen las estructuras) y después se observa al microscopio, primero

con el objetivo de menor aumento y posteriormente con objetivos de mayor aumento.

### **1.5.1.3. Caracterización microscópica por microcultivos**

Giraldo y Villa (2016: p.28) establecen que por cada hongo aislado se hace un microcultivo para registrar las características microscópicas, mediante la siguiente metodología:

- 1) En una caja de Petri estéril se ubican 2 palillos de madera estériles paralelos como soporte para 1 portaobjeto estéril. A continuación, se corta con un bisturí estéril una porción de medio de cultivo de 1x1 cm y se coloca sobre el portaobjetos.
- 2) Seguidamente con un asa estéril se toma un pequeño fragmento del hongo y se inoculan cuatro puntos en el trozo de agar de 1x1 cm. Se coloca una laminilla estéril sobre el agar inoculado y una mota de algodón humedecida con agua estéril.
- 3) El microcultivo se incuba por 3 días a temperatura ambiente. El montaje se hace en la cabina de flujo laminar, donde las laminillas de cada uno de los microcultivos son colocadas individualmente en un portaobjetos con una gota de azul de lactofenol y se llevan al microscopio.
- 4) Se registran datos como ausencia o presencia de septos, pigmentos, fíbulas, somatogamia, ausencia o presencia de fiálides, clamidosporas, ascas, basidios, esporangios, rizoides, conidióforos y conidios de acuerdo a Barnett y Hunter (1972).

## **1.6. Métodos Moleculares**

### **1.6.1. Reacción en cadena de la polimerasa: PCR**

La PCR es una reacción enzimática en cadena que conlleva a la amplificación de secuencias de ADN específico de un ADN molde determinado. Además del ADN molde, se necesitan dos oligonucleótidos o primers de aproximadamente 20 nucleótidos de longitud, cuya secuencia debe ser complementaria al ADN molde. La amplificación se realiza en presencia de dNTPs como sustrato y la reacción es catalizada por la Taqpolimerasa. La secuencia entre las dos regiones complementarias a los primers es sintetizada al repetir los ciclos, los cuales consisten en una serie de temperaturas, donde el ADN es denaturado, los primers se alinean, y se lleva a cabo la polimerización de la secuencia específica o amplicón (Rodríguez, 2006: p.104).

La nueva secuencia sintetizada ya es ahora disponible como ADN molde para el siguiente ciclo. Es así que teóricamente, por cada ciclo ocurrido, la concentración del ADN amplificado se duplica y pasados 30 ciclos, el rendimiento de la amplificación de una secuencia específica es de  $1 \times 10^9$  copias. La PCR alcanza estos resultados debido al hecho de que la reacción en cadena requiere el alineamiento específico de los dos primers a la secuencia complementaria. Un alineamiento inespecífico de los primers al ADN molde no causará el crecimiento exponencial de la secuencia específica sino más bien una amplificación lineal (Rodríguez, 2006; Burrell, 1993; Bailey & Jeger, 1992; citados en Rodríguez, 2007: p.20).

Una PCR tiene tres fases: exponencial, lineal y plateau. La fase exponencial es la que ocurre primero en la PCR, en la cual el producto incrementa exponencialmente desde que los reactivos no sean limitantes. La fase lineal se caracteriza por un incremento lineal en el producto a medida que los reactivos de la PCR se vuelven limitantes. La PCR eventualmente alcanzará la fase de plateau durante los últimos ciclos y la cantidad de producto no cambiará debido a que varios reactivos se han agotado (Yuan et al., 2006: p.85).

## CAPÍTULO II

### 2. MARCO METODOLÓGICO

#### 2.1. Características del lugar

##### 2.1.1. Localización en campo

La presente investigación, se realizó en cinco localidades que cultivan chontaduro o chonta ubicadas en los Cantones de Loreto y Francisco de Orellana de la Provincia de Orellana.

##### 2.1.2. Ubicación geográfica del área de estudio

**Tabla 1-2:** Ubicación geográfica de las cinco localidades de estudio de la Provincia de Orellana.

LOCALIDAD	LATITUD	LONGITUD	ALTITUD
El Coca	0°27'45.03"S	76°59'2.96"O	257 msnm
Pastasyaku	0°21'41.44"S	77°13'20.69"O	347 msnm
San Francisco de Asis	0°31'59.66"S	77°10'31.58"O	292 msnm
Sani Isla	0°28'33.65"S	76°18'47.91"O	224 msnm
San José	0°27'10.7316"	76°57'39.0964"	266 msnm

Fuente: Google Earth.

Realizado por: Sanmiguel, 2021.

##### 2.1.3. Condiciones climáticas<sup>1</sup>

- Temperatura promedio: 22 - 27 °C
- Humedad relativa: 85 - 97 %
- Precipitación anual: 2500 - 3800 mm.

##### 2.1.4. Clasificación ecológica

Según Cerón et al., (2013: p.172) las zonas de estudio corresponden a la formación ecológica de: Bosque inundado de palmas de la llanura aluvial de la Amazonía (BsTa10) y Bosque siempre verde de tierras bajas del Napo-Curaray (BsTa02).

<sup>1</sup> Datos obtenidos del Plan Estratégico de Desarrollo Económico Local de la Provincia de Orellana, 2018.



### **2.1.5. Localización en el laboratorio**

El trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Recursos Naturales de la Escuela Politécnica Superior del Chimborazo (ESPOCH), ubicado en la Panamericana Sur km 1 1/2, Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo, Ecuador.

## **2.2. Materiales y equipos**

### **2.2.1. De campo**

Machete, Libreta de campo, GPS (Garmin), Hielera de espuma Flex, Fundas ziploc (25 x 25 cm) Marcadores, Papel (Kraft).

### **2.2.2. De escritorio**

Computadora, Calculadora, Regla, Impresora, Internet, Papelería en general, Lápices y borradores, Carpetas.

### **2.2.3. De laboratorio**

#### **2.2.3.1. Material Biológico**

Muestras de frutos de chonta o chontaduro (*Bactris gasipaes* Kunth).

#### **2.2.3.2. Materiales**

Bisturí (N°21), Placas de Petri de Vidrio (90 mm Ø), tubos de ensayo (35 mL), criotubos (1.8 mL), cubre y porta objetos, asas de platino, espátulas, mechero de bunsen, micropipeta (1000 mL), puntas de micropipeta (1000 µL), probetas (1000 mL), palillos, vaso de precipitación (50 mL y 100 mL), matraz erlenmeyer (250 mL), papel filtro (57.6 x 46.5 cm), canastilla, vidrios fusibles, cinta adhesiva, pinzas, fosforera, marcadores, papel aluminio, papel toalla, fundas plásticas transparentes de polietileno (20 x 30 cm), tarrinas plásticas transparentes (500 mL), calibrador digital (Stainless Hardened) y libreta de apuntes.

#### **2.2.3.3. Reactivos**

Agua destilada estéril, Hipoclorito de sodio al 2% (Clorox 5.25%), Alcohol al 70%, Lactoglicerol,

Sulfato de estreptomicina, Chloramphenicol, Medios de cultivos: Bacto-Agar al 2.8% (Difco™), Potato Dextrose Agar al 3.9% (PDA Difco™), Corn Meal Agar al 1.7% (Difco™), Sabouraud Glucosado Agar al 6% (NEOGEN), Spezieller Nährstoffarmer Agar (SNA) y Agar-Avena (AV).

#### **2.2.3.4. Equipos**

Cámara de flujo laminar vertical (BIOBASE BSC-1500IIA2-X), Estereoscopio (COMECTA – IVYMEN 5313309), Autoclave (BIOBASE BKQ-B100II), Microscopio óptico (LEICA DM 150), Microscopio óptico (SWIFT M10), Microscopio óptico (CARL ZEISS), Estéreo microscopio (CARL ZEISS), Baño María (CENCO 97013-16), Destilador de agua (BOECO WS 8000), Orbital Shaker Incubator (COMENTA-IVYMEN 5312096), Ultracongelador (BIOBASE BDF-40V450), Refrigeradora (Durex), Incubadora (J.P.SELECTA 2001249), Balanza de precisión (RADWAG AS220.R2), Vortex (QILINBEIER QL-901), Secador de vidrio (SELECTA 200038), Microondas (Panasonic 900w), pH Portable (MILWAUKEE'S Mi.805) Cámara fotográfica (CANNON).

### **2.3. Metodología**

#### **2.3.1. Registro de los principales síntomas y signos asociados a los frutos de chonta**

Se registraron las manifestaciones sintomatológicas externas e internas observadas en los diferentes fenotipos de color (basados en la escala de colores de Munsell para tejidos vegetales) encontrados los frutos de chonta atacadas por microorganismos fúngicos, mediante fotografías y descripción de las mismas.

#### **2.3.2. Aislamiento de microorganismos fúngicos asociados a los frutos chonta**

El aislamiento de microorganismos de tejido enfermo, se realizó en el Laboratorio de Fitopatología de la ESPOCH; donde se efectuó el aislamiento indirecto y directo de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta.

##### **2.3.2.1. Aislamiento indirecto**

Para el aislamiento indirecto de tejidos fungosos se siguió la metodología acorde con lo referido por Alfenas y Mafia (2016: pp.59-63): Las muestras de chonta se lavaron con agua del grifo previamente; después, se realizó 10 cortes en las muestras de tejidos con síntomas en pequeñas

secciones de 8-10 mm con la ayuda de un bisturí o una cuchilla de afeitar previamente flameada teniendo la precaución de no tocar la zona del tejido recién expuesto con la herramienta de corte, las cuales se lavaron con agua del grifo por 15 minutos; luego, se desinfectaron con alcohol al 70% por 1 minuto; después, se desinfectó en hipoclorito de sodio al 2% por 2 minutos; posteriormente, se realizó 3 lavados consecutivos con agua destilada estéril.

Bajo la cámara de flujo laminar, las secciones de las muestras en análisis se secaron sobre papel filtro estéril; luego, se realizó pequeños cortes de 3 a 5 mm en las secciones de tejidos enfermos con un bisturí previamente flameada, considerando que cada pedazo de tejido tenga un 50% de tejido sano y un 50% de tejido con síntomas. Los pequeños fragmentos del tejido recién descubierto se cortaron en los márgenes de la lesión y se transfirió asépticamente usando pinzas al medio de cultivo estéril PDA Agar al 3.9% y Sabouraud Glucosado Agar al 6.2%, respectivamente para promover el desarrollo microbiano y se incubó las placas Petri a  $25^{\circ}\text{C}\pm 1$  durante 2 a 16 días, de tal manera se registraron las colonias fúngicas que fueron apareciendo tanto del fruto 1 como del fruto 2. Las estructuras fúngicas presentes se transfirieron al medio de cultivo estéril PDA al 3.9%, y se incubaron a  $25^{\circ}\text{C}\pm 1$  durante 7 días.

### **2.3.2.2. Aislamiento directo**

Para el aislamiento directo de tejidos fungosos se siguió la metodología acorde con lo referido por Alfenas y Mafia (2016: pp.59-63): Bajo la cámara de flujo laminar en condiciones asépticas se observó la presencia de signos de la enfermedad bajo microscopio-estereoscopio; posteriormente, con la ayuda de una asa o bisturí previamente flameado teniendo la precaución de no tocar la región del tejido recién expuesto, tomar una pequeña porción del signo y transferir al medio estéril PDA al 3.9%, y se incubaron a  $25^{\circ}\text{C}\pm 1$  durante 7 días.

### **2.3.2.3. Cultivos puros**

Para la obtención de cultivos puros se siguió la metodología de re aislamientos de los agentes microbianos (fúngicos) acorde con lo referido por Honrubia et al, 1995; citados en Murrieta et al, 2014, p.103: Los hongos se seleccionaron en buen estado; luego, se diseccionaron en condiciones asépticas y se extrajo pequeños fragmentos del tejido que no presenten contaminantes; los fragmentos se depositaron en cajas de Petri a medio estéril PDA al 3.9%, y se incubaron a  $25^{\circ}\text{C}\pm 1$  en condiciones de oscuridad; se colocó las cajas en la incubadora en posición invertida a  $25^{\circ}\text{C}\pm 1$  durante 24 a 48 horas (comprobando el crecimiento); aproximadamente 15 días después, los cultivos puros se registraron y se almacenaron las placas Petri debidamente selladas en la

refrigeradora.

#### **2.3.2.4. *Cultivos monospóricos***

De los cultivos puros se parte para los cultivos monospóricos en caso de tener esporas sino se procede a realizar cultivos monohifales a partir de puntas de hifa, se realizó según los criterios de Balmas et al., (2000: p.12-15): Se tomó una pequeña porción de micelio con esporas de las placas de Petri (90 mm Ø) con medio PDA y suspendió en un tubo de ensayo estéril que contuvo 10 mL de agua destilada estéril; luego, se agitó la suspensión conidial en el vortex por 1 minuto y se vertió en placas de Petri (90 mm Ø) con Bacto-Agar al 2.8 %, e inmediatamente se eliminó el exceso de agua de las placas por decantación; posteriormente, las placas fueron colocadas en posición vertical y se incubaron a 25°C±1, en oscuridad durante 24 h; con un estereoscopio se localizó conidios (**esporas**) germinados y con una aguja se tomó individualmente, los cuales fueron transferidos a placas de Petri (90 mm Ø) que contenían 15 mL del medio de cultivo PDA al 3.9% más antibiótico, las cuales fueron incubadas a 25°C±1 hasta la obtención de colonias monospóricas puras.

### **2.3.3. *Caracterización e identificación de los microorganismos fúngicos prevalentes en los frutos de chonta***

#### **2.3.3.1. *Caracterización cultural***

La identificación de los hongos aislados, inicialmente se separaron por morfotipos partiendo de las características culturales en donde se tomaron en consideración: el crecimiento micelial de los morfotipos (forma, elevación, margen), los colores del anverso y del reverso de las colonias acorde a lo referido por Rivas (2015: p.37), así como también, se calcularon las tasas de crecimientos miceliales promedios de los morfotipos.

#### **2.3.3.2. *Caracterización morfológica***

Para realizar la caracterización morfológica de los morfotipos fúngicos se siguieron acorde con lo referido por Rivas (2015: pp.37-38) mediante placas y Giraldo (2016: p.28) mediante microcultivos: Se indujo previamente la formación de conidios en los aislados monospóricos, éstos fueron transferidos al medio de cultivo Spezieller Nährstoffarmer Agar (SNA) para facilitar la formación de conidios. Para la identificación de los morfotipos fúngicos se prepararon láminas portaobjeto, y se utilizó una gota de lactoglicerol con azul de algodón la cual fue colocada sobre una porción

de micelio. Se examinaron al microscopio las estructuras reproductivas de los diferentes morfotipos. Para la evaluación de las características morfológicas en los morfotipos fúngicos, se consideró la forma y tamaño de las estructuras reproductivas.

Microcultivo: En una caja Petri estéril se ubicó 1 vidrio fusible estéril como soporte para un portaobjetos estéril; luego, se sumergió el portaobjeto los medios de cultivos: Spezieller Nährstoffarmer Agar (SNA) en el extremo derecho y Agar Avena (AV) en el extremo izquierdo, de tal manera se formó una pequeña capa de medio (1x1 cm); después, con un estilete estéril se tomó una pequeña porción de micelio del hongo y se inoculó 1 punto en el agar de 1x1cm, se colocó el cubre objeto estéril sobre el agar inoculado y una mota de algodón húmeda con agua estéril, esto se realizó por cada morfotipo. Los microcultivos se incubaron de 2 a 7 días en un cámara de esporulación (24 h de luz blanca y 24 h de luz negra) a temperatura ambiente. Los montajes se realizaron en la cámara de flujo laminar vertical. Los cubreobjetos de cada uno de los microcultivos se colocaron individualmente en un portaobjetos con una gota de azul de lactoglicerol y se llevaron al microscopio (CARL ZEISS).

Se registraron datos como ausencia o presencia de septos, pigmentos, ausencia o presencia de fiálides, clamidosporas, conidióforos y conidios, esporangio y esporangióforos, además se registraron las longitudes y anchos de cada estructura. Para la clasificación de las especies de hongos según los criterios morfológicos, utilizamos las siguientes claves: Barnett y Hunter (1998), Balmas et al., (2000), etc.

#### **2.3.4. *Preservación de cultivos fúngicos puros usando el método de Castellani y glicerol a -20 °C***

Para la preservación de los cultivos fúngicos se siguió el método propuesto por Castellani, (1967: p.181), basándose en la conservación del cultivo del hongo en agua destilada estéril, se realizaron cortes de discos de 6 mm de un cultivo esporulado y colocarlos dentro de tubos de centrífuga de 1.8 mL de polipropileno esterilizado, que contuvieron 10 mL de agua destilada estéril; y cubos 2.5 mm<sup>3</sup> medio PDA en otro tubo. Según los criterios de Gutiérrez et al., (2017: p.185), para el método de congelación de los cultivos en freezer a -20°C, se realizaron cortes de discos de 6 mm de un cultivo esporulado, que luego fueron colocados dentro de tubos de centrífuga estériles de 1.8 mL que contenían glicerol estéril al 40% (utilizado como crioprotector) y agua destilada estéril al 60%.

## **2.4. Método de evaluación y registro de datos**

### **2.4.1. *Número de frutos (muestras) colectadas***

Se elaboró una matriz que contempló lo siguiente: número de frutos sanos, número de frutos atacados, color de la corteza (fenotipos), descripción de signos y síntomas.

### **2.4.2. *Localidades***

Los registros de las zonas dentro de las localidades se realizaron mediante el dispositivo GPS “Sistema de Posicionamiento Global”, donde se tomaron coordenadas geográficas (latitud y longitud) y la altitud.

### **2.4.3. *Análisis de la diversidad fúngica asociada a frutos de chonta***

Los hongos caracterizados culturalmente y morfológicamente e identificados fueron utilizados para el análisis de diversidad fúngica asociada a frutos de chonta, utilizando una matriz de abundancia relativa de géneros, posteriormente fueron agrupados en OTUs (Unidades Taxonómicas Operacionales). Los gráficos con la composición taxonómica de los géneros fueron realizados utilizando el programa R 3.6 (R Development Core Team) y las librerías ggplot2. Los análisis de diversidad de hongos fueron calculados utilizando los Índices de Diversidad (ID). La diversidad Alfa (la diversidad que existe dentro de cada muestra) fue calculada utilizando la serie de Hill, que lleva en consideración el número efectivo de OTUs para calcular la riqueza ( $q=0$ ), diversidad de Shannon ( $q=1$ ) y la diversidad de Simpson ( $q=2$ ) usando la librería iNEXT en el programa R 3.6. La diversidad entre las diferentes localidades, fueron analizadas posteriormente utilizando: estadística descriptiva, donde se utilizará descriptores como: media y mediana; y estos datos se compararon mediante gráficos de barras o diagramas de boxplot (caja y bigote), y estadística no paramétrica mediante el uso del test de Kruskal-Wallis.

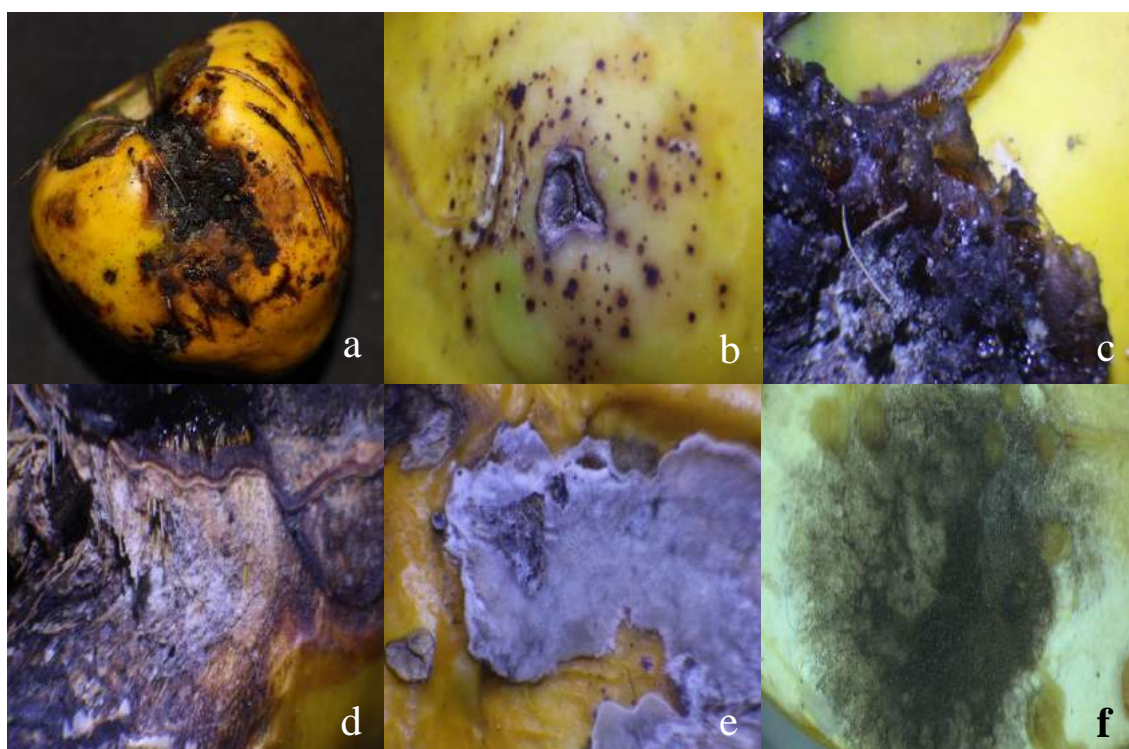
## CAPÍTULO III

### 3. MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

#### 3.1. Descripción de las manifestaciones sintomatológicas observadas en los frutos chonta atacados

Las manifestaciones sintomatológicas observadas en los diferentes fenotipos encontrados en los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) atacados por microorganismos fúngicos en la Provincia de Orellana fueron las siguientes:

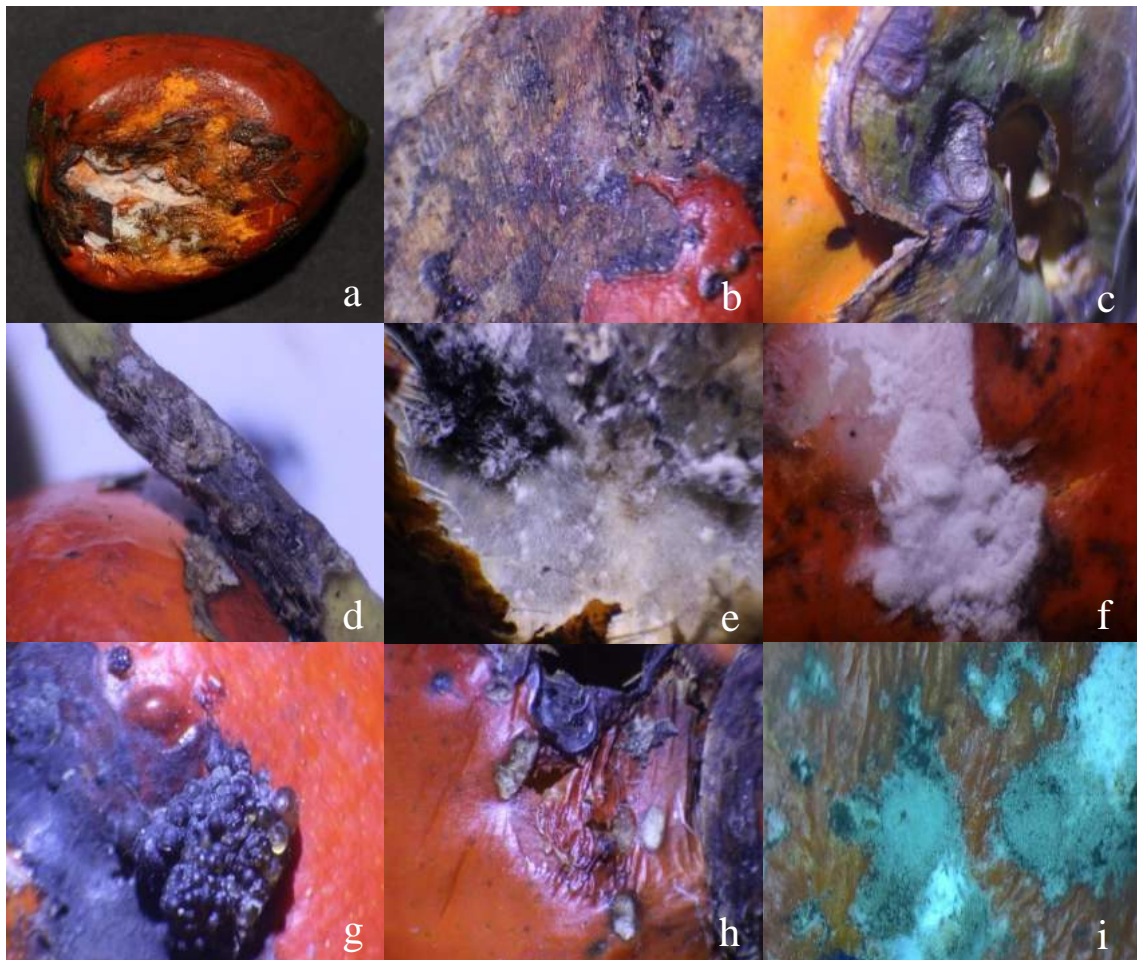
Los fenotipos de frutos de chonta de color Amarillo vivo (Munsell, 1997: p.8) presentaron necrosis de la epidermis y de la bráctea, se observaron en la corteza pudriciones secas con costras negras, manchas de color café y puntos hendidos, así como también la presencia de resina (exudados) y micelio de color blanco y negro recubriendo los frutos (**Figura 1-3**).



**Figura 1-3.** Fenotipo color amarillo vivo con síntomas de pudrición seca con costras negras (a). Puntos negros hendidos y manchas de color café (b). Presencia de resina (exudado) (c). Necrosis de la epidermis y de la bráctea (d). Presencia de micelio blanco y negro sobre el exocarpo (e-f).

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

Los fenotipos de frutos de chonta de color Rojo-Rojo oscuro (Munsell, 1997: p.2) presentaron necrosis de la epidermis y de la bráctea, se observaron en la raquilla círculos color café, con costras y puntos negros hendidos sobre el exocarpo. Además, pudriciones blandas-acuosas con mal olor y presencia de micelio blanco en la epidermis y el mesocarpo, así como también pudriciones secas con manchas de color café y la presencia de resina (exudados) sobre los frutos y moho verde oscuro recubriendo a las costras negras (Figura 2-3).

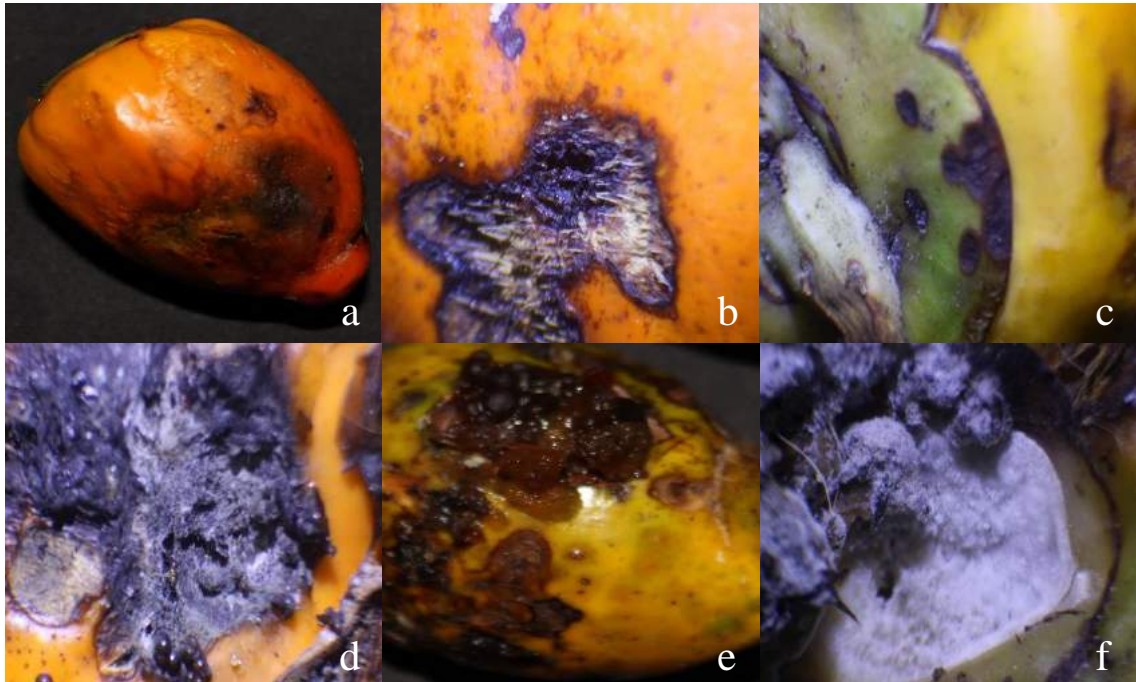


**Figura 2-3.** Fenotipo color rojo con síntomas de pudrición blanda-acuosa y presencia de micelio blanco (a). Necrosis de la epidermis y de la bráctea (b-c). Necrosis de la raquilla (d). Presencia de micelio blanco en el mesocarpo y exocarpo (e-f). Resina y manchas de color café (g). Pudrición seca y moho verde oscuro recubriendo las costras (h-i).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los fenotipos de frutos de chonta de color Amarillo Anaranjado (Munsell, 1997: p.6) presentaron necrosis del exocarpo y de la bráctea, con costras y puntos negros hendidos. Además, pudriciones blandas-acuosas con mal olor y presencia de micelio blanco y resina (exudados) en la epidermis y en el mesocarpo, así como también mal formaciones en la parte inferior de los frutos (Figura 3-3).





**Figura 3-3.** Fenotipo color amarillo anaranjado con síntomas de pudrición blanda-acuosa y mal formación en la base del fruto (a). Necrosis de la epidermis y de la bráctea puntos negros hendidos (b-c). Presencia de resina (exudado) y costras negras (d-e). Presencia de micelio blanco sobre el exocarpo (f).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Las manifestaciones sintomatológicas observadas: necrosis de la epidermis y de la bráctea, manchas de color café y puntos negros hendidos, presencia de micelio blanco y resina en la epidermis y el mesocarpo, fueron similares para los diferentes fenotipos de frutos de chonta de los colores Amarillo vivo, Rojo-Rojo oscuro y Amarillo anaranjado, además, en el fenotipo Rojo-Rojo oscuro hubo mayor necrosis y presencia de micelio blanco, por otro lado, tanto el fenotipo Amarillo vivo como el Amarillo Anaranjado mostraron mayor presencia de resina en la epidermis. Asimismo, en el fenotipo Amarillo vivo se observó la presencia de micelio negro recubriendo los frutos, en el fenotipo Rojo-Rojo oscuro se observó moho verde recubriendo las costas negras, y en el fenotipo Amarillo Anaranjado se presenciaron malformaciones en la parte inferior de los frutos. Michereff (2001: pp.20-21) y Pelczar et al., (2020: p.39) señalan que los síntomas asociados con la necrosis incluyen manchas foliares, tizón, costra, pudrición, humectación, antracnosis, muerte regresiva, escaldadura, amortiguamiento y cancro, de tal manera que las necrosis se caracterizan por la degeneración del protoplasma, seguida de la muerte de células, tejidos y órganos.

Por otra parte, las pudriciones en los fenotipos Rojo-Rojo oscuro y Amarillo vivo fueron secas con costras negras, y además se observaron manchas de color café, mostrándose estos síntomas

con mayor presencia en el fenotipo Rojo-Rojo oscuro. En cambio, las pudriciones blandas-acuosas con mal olor se observaron tanto en los fenotipos Rojo-Rojo oscuro y Amarillo Anaranjado, evidenciándose con mayor frecuencia en el fenotipo Amarillo Anaranjado. De acuerdo con Amorin et al., (2018: p.317) quienes clasifican las enfermedades según los procesos fisiológicos de la planta interferidos por el patógeno, que mencionan que las enfermedades del Grupo I o también conocidas enfermedades que causan destrucción los órganos de almacenamiento comprenden diferentes pudriciones que ocurre en frutos, semillas y órganos de reserva, siendo estas de dos tipos: pudriciones duras o pudriciones suaves. Las pudriciones duras o también llamadas secas ocurren tanto en semillas como en frutos, siendo aquellas donde se evidencia pérdida total del agua, y de alguna manera el fruto termina momificado. Por el contrario, las pudriciones suaves o llamadas acuosas ocasionan la descomposición total de órganos suculentos, como frutos, tubérculos y raíces.

Según Amorin et al., (2018: p.317) las pudriciones a nivel general son ocasionadas por algunos patógenos que se los consideran débiles los agentes causales asociados a este tipo de enfermedad son los hongos y las bacterias saprofitas. Los órganos de reserva pueden infectarse en el campo, antes o durante la cosecha, en el empaque, transporte o almacenamiento. Las heridas producidas en los frutos durante estas operaciones favorecen la infección, ya que son puertas de entrada a los patógenos. Asimismo, la ocurrencia de alta humedad relativa y temperatura elevada contribuyen al desarrollo de la enfermedad.

En el estudio realizado en los diferentes fenotipos de frutos de chonta, se observaron tanto pudriciones blandas o acuosas como pudriciones duras o seca. Según Amorin et al., (2018: p.318) indican que los hongos que pertenecen a diferentes géneros son agentes causales tanto de la pudrición dura como de la podredumbre acuosa. En frutos tropicales tales como: el mango, la papaya, los cítricos, entre otros., las pudriciones blandas-suaves o acuosas según Cruz et al., (2017: 398-399), Amorin et al., (2018: p.318) y Guédez et al., (2014: p.82) son ocasionados por hongos del filo Mucoromycota, entre los reportados como fitopatógenos importantes se encuentran *Gilbertella persicaria*, *Mucor* spp. y *Rhizopus* spp., así como también, por los hongos del filo Ascomycota encontrándose los géneros *Penicillium* spp. y *Botrytis* spp., y además de hongos de menor expresión en este contexto como *Colletotrichum* spp., *Alternaria* spp., *Botryosphaeria* spp., todos los géneros mencionados están asociados a esta sintomatología. En cambio, las pudriciones secas o duras en frutos tropicales como: el mango, el aguacate, la papaya, el cacao, la palma de chonta, piña, entre otros según Sarkhosh et al., (2018: pp.153-154), Crane (2016: p.4) y Peña (2000: p.75) son ocasionados por los hongos del filo Ascomycota encontrándose a los géneros *Fusarium* spp, *Monilia* spp., también los del filo Basidiomycota el género *Moniliophthora* spp., y además el filo

Oomycota (pseudohongos) como el género *Phytophthora* spp., se encuentran asociados a esta sintomatología.

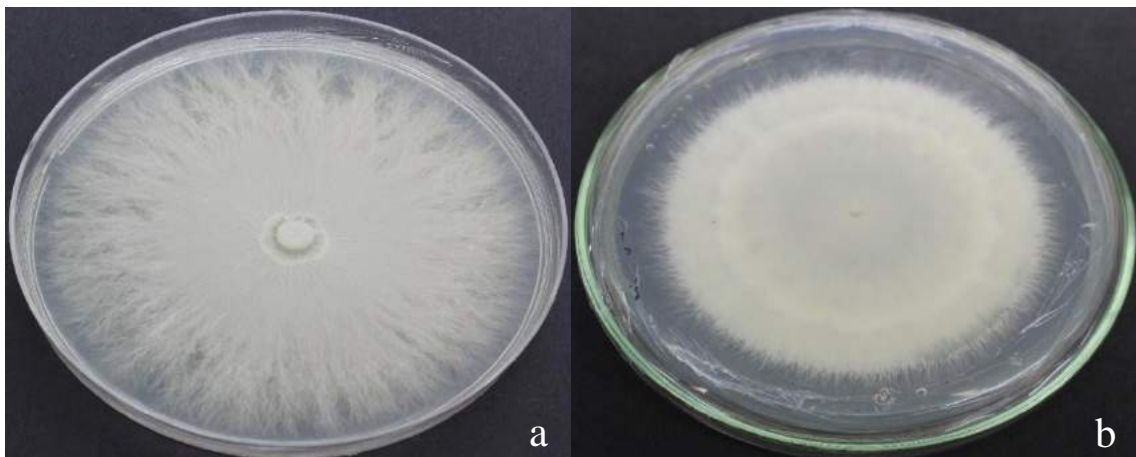
Hernández et al., (2020: p.2), mencionan que las frutas (especialmente las tropicales) son susceptibles al ataque de hongos patógenos durante el almacenamiento postcosecha, como los géneros de *Colletotrichum* spp., *Fusarium* spp., *Botrytis* spp, *Rhizopus* spp., *Penicillium* spp. y *Phytophthora* spp. Además, han identificado varios hongos que infectan frutos de guanábana (*Annona muricata* L.), como *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Botrydiodiplodia theobromae*, *Colletotrichum* spp., *Fusarium solani*, *Mucor* spp., *Penicillium chrysogenum*, y *Rhizopus stolonifer*, entre otros. Por otro lado, indican que *Colletotrichum gloeosporioides* (enfermedad de la antracnosis), *Alternaria alternata* (enfermedad de la mancha negra) y *Lasioidiplodia theobromae* (enfermedad de la pudrición del tallo) son los patógenos más comunes que atacan la fruta del mango durante la postcosecha, lo que provoca una baja calidad de la fruta y graves pérdidas económicas. Asimismo, Chen et al., (2021: p.1-6) mencionan que las enfermedades comunes en los frutos de cítricos posteriores a la cosecha incluyen moho verde y moho azul causada por *Penicillium* spp., pudrición ácida causada por *Geotrichum* spp., pudrición del extremo del tallo causada por *Diplodia* spp., pudrición del extremo del tallo causada por *Diaporthe* spp., entre otros. Además, destacan que el hongo fitopatógeno *Lasioidiplodia theobromae* causa la pudrición de los cítricos, presentando síntomas como frutos podridos que muestran pudrición blanda y lesiones empapadas con densas hifas blancas.

De acuerdo con Tzeng et al., (2010: p.74) menciona que el cultivo de la palma de coco (*Cocos nucifera* L.) misma familia (Arecaceae) de la palma de chonta, es afectado por pudriciones en postcosecha, presentando características como ennegrecimiento del exocarpio, mesocarpio y luego el endocarpio del fruto del coco siendo el agente causal *Ceratocystis paradoxa*. Del mismo modo en las investigaciones realizadas por CORPOICA (1996: p.10) y Peña (2000: pp.75-76) en frutos de chonta, mencionan la enfermedad pudrición negra: agente causal *Ceratocystis* spp., ocasiona una pudrición blanda en el fruto que conforme progresa la enfermedad se torna negro y presentan olor característico de fermentación. Además, argumentan que la intensidad de la enfermedad se acentúa por el daño que sufren los frutos al ser atacados por: insectos, mal manejo, manejo del racimo en cosecha y poscosecha que sufren los frutos. Por otro lado, Crane (2016: p.4) argumenta que las enfermedades en frutos de chonta son causadas por los géneros *Monilia* spp. and *Ceratocystis* spp.

### 3.2. Caracterización e identificación de los microorganismos fúngicos prevalentes en los frutos de chonta

#### Morfotipo\_1: *Geotrichum* spp.

Las colonias de hongos identificadas como *Geotrichum* spp. (Morforipo\_1)<sup>2</sup> crecidas en el medio de cultivo PDA presentaron formas irregulares, márgenes ondulados, textura principalmente húmeda-pastosa, elevación plana; el color observado tanto en el anverso como el reverso de las colonias fue: blanco a blanco grisáceo (Munsell, 2009: p.10) (**Figura 4-3**). Asimismo, la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Geotrichum* spp. fue de 2.10 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



**Figura 4-3.** Características culturales de *Geotrichum* spp. (Morfotipo\_1) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia. (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los aislados de *Geotrichum* spp. presentaron hifas septadas hialinas, y estas se tabicaban formando numerosos artroconidios (7.9  $\mu\text{m}$  de largo x 3.6  $\mu\text{m}$  de ancho) (**Figura 5-3 a**) hialinos, en cadenas, y de forma rectangular o barril con extremos truncados (**Figura 5-3 b**). Además, presentaron hifas cortas únicas o múltiples a menudo se adhirieron a los tabiques en la base de las hifas (**Figura 5-3 c-d**).

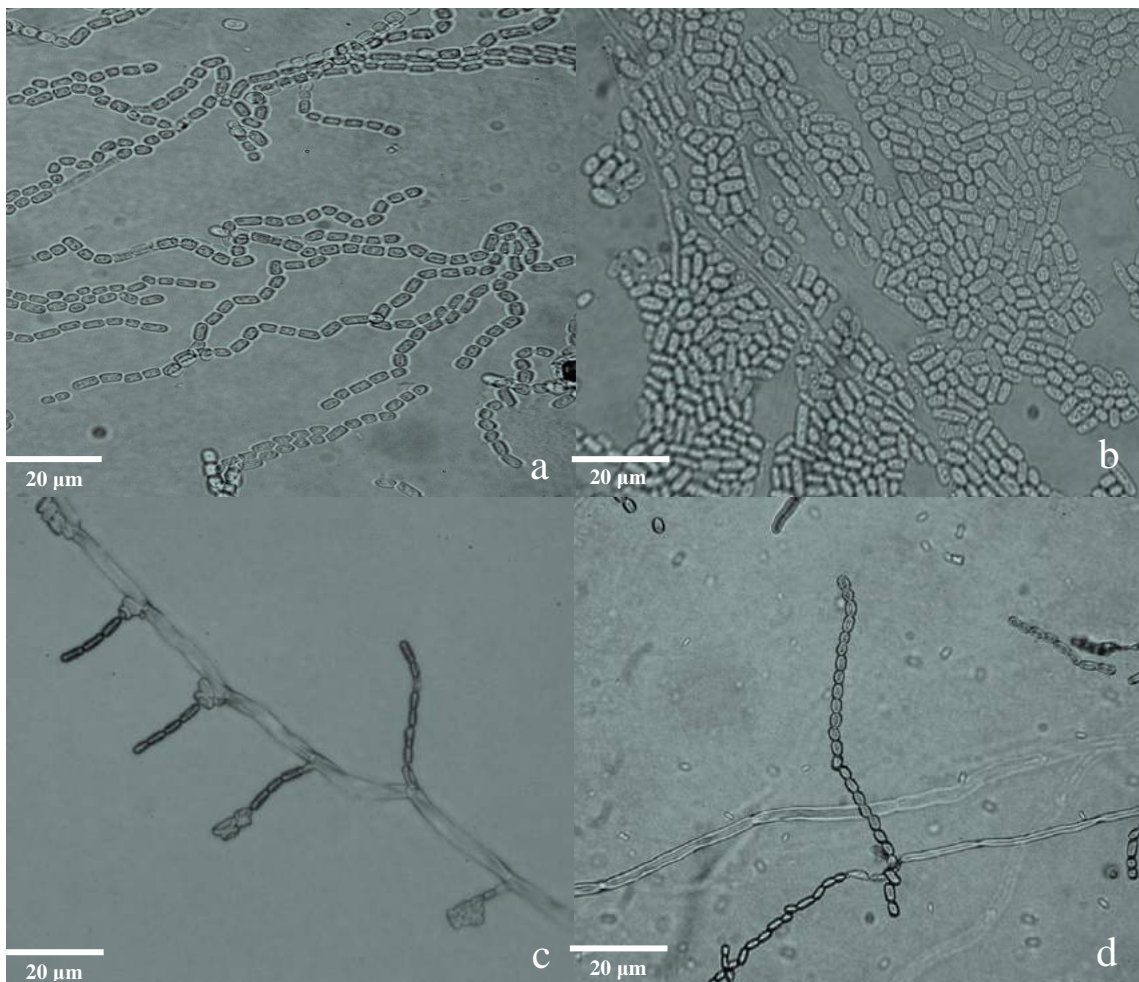
Basados en los caracteres culturales mencionados del género *Geotrichum* spp. (Morfotipo\_1) por Ma et al., (2018: p.96) los aislados obtenidos en este estudio presentaron características similares, donde destacan que las colonias crecidas en PDA son de color blanco pálido, húmedas, con un

---

<sup>2</sup> Morfotipo\_1: encontrado tanto en la repetición 1 como en la repetición 2.

borde limpio e hifas visibles en el borde; las colonias eran friables, sin pigmentos, opacas y sin brillo; la superficie de la colonia era blanca, y después de varios días aparecieron secreciones blancas pastosas. Igualmente coincidieron con las características mencionadas por Larone et al., (2018: p.166) y Loo et al., (2006: p.24).

En relación con los caracteres morfológicos de los aislados del género *Geotrichum* spp. (Morfortipo\_1) obtenidos en este estudio coincidieron con las descritas por Larone et al., (2018: p.166) y Loo et al., (2006: p.24), de modo similar manifiestan la presencia de artroconidios mediante la fragmentación de las hifas maduras largas en los tabiques y las células terminales, de formas rectangulares variando en longitud (7.5–3.5  $\mu\text{m}$ ) y en la redondez de sus extremos. De igual manera se corrobora con las características mencionadas por Ma et al., (2017: p.4) y Barnett y Hunter (1998: pp.68-69).



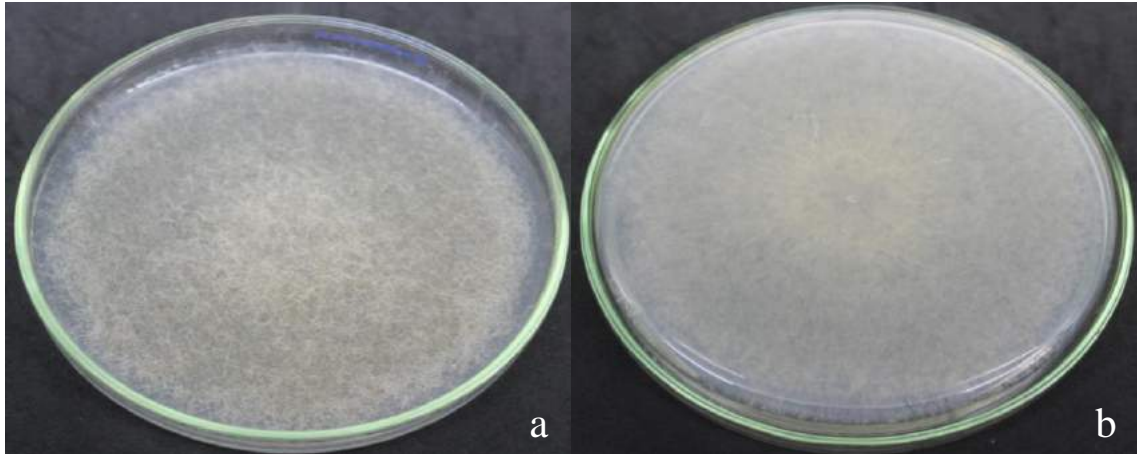
**Figura 5-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de *Geotrichum* spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, b) y Agar-Avena (c, d) a 25°C e incubadas durante 7 días. Artroconidios (a), Conidios (b), Hifas cortas únicas o múltiples con septos cortos (c, d).

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021



**Morfotipo\_2:** *Mucor* spp.

Las colonias de los hongos identificados como *Mucor* spp. (Morfotipo\_2)<sup>3</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA presentaron formas irregulares, márgenes filamentosos, textura principalmente lanosa, y elevadas; el color observado tanto en el anverso como el reverso de las colonias fue: marrón pálido a café claro (Munsell, 1997: p.7) (**Figura 6-3**). Asimismo, la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Mucor* spp. fue de 2.83 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



**Figura 6-3.** Características culturales de *Mucor* spp. (Morfotipo\_2) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 7 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los aislados de *Mucor* spp. caracterizados por su rápido crecimiento presentaron hifas cenocíticas, hialinas, no se encontró la presencia de rizoides basales a nivel de hifas, se observaron esporangióforos en su mayoría ramificados (**Figura 7-3 a**), hialinos a marrón pálido, en la punta se visualizó esporangios globosos (**Figura 7-3 b**) (51.17 µm de largo x 53.38 µm de ancho) que contenían en su interior cientos de esporangiosporas (5.95 µm de largo x 4.82 µm de ancho) elípticas, de paredes lisas (**Figura 7-3 d**). La columela (23.75 µm de largo x 20.13 µm de ancho) de apariencia hialina casi esférica a globosa-subglobosa, presentó un collarite remanente de la pared esporangial (**Figura 7-3 c**). No se observaron clamidoconidios ni zigospangios.

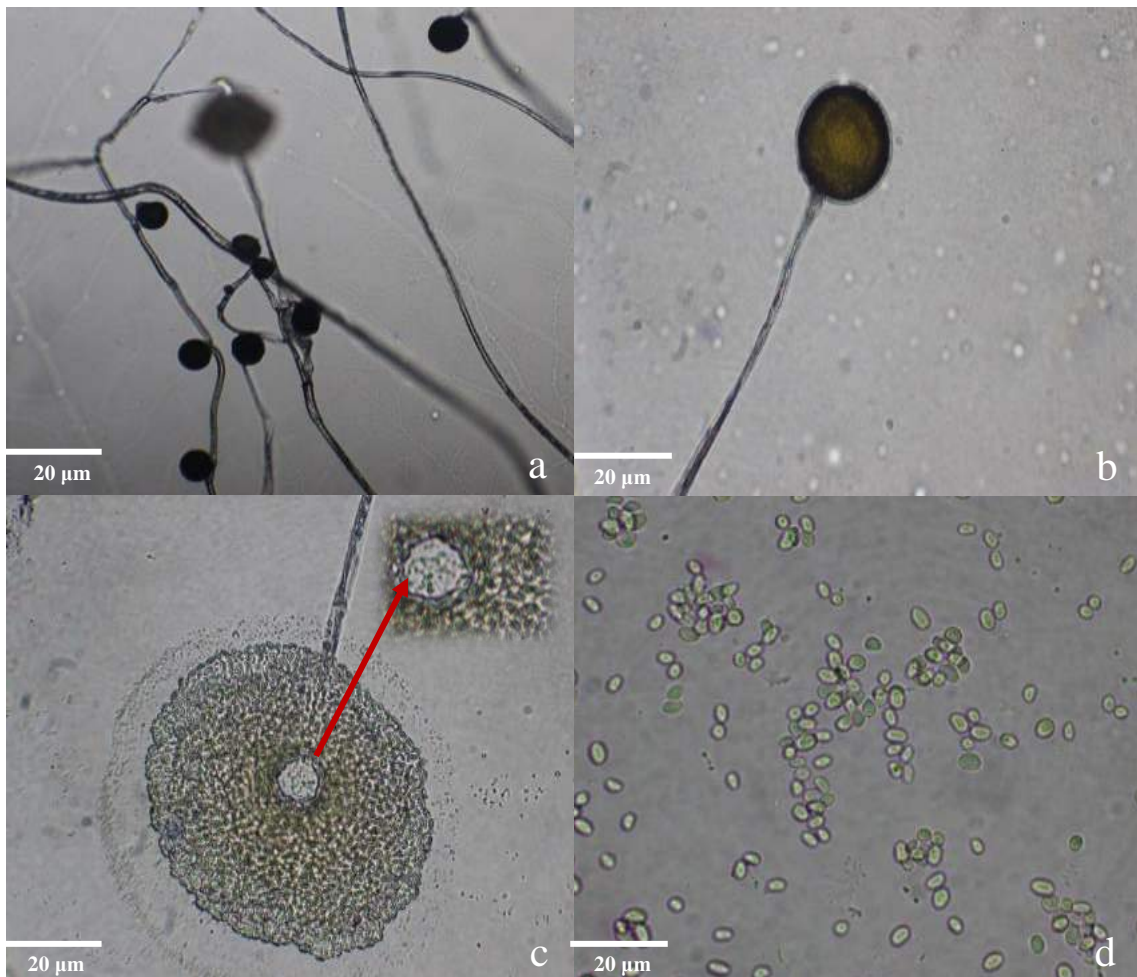
De acuerdo con los caracteres culturales observados en los aislados del genero *Mucor* spp. (Morfotipo\_2) fueron similares a las referidas por Larone et al., (2018: p.166) y Kidd et al., (2016: p.131) que mencionan que las colonias muestran colores amarillos pálidos, de blancos a amarillentos, volviéndose grisáceos, con abundante micelio aéreo, de algodonosos a esponjosos

---

<sup>3</sup> Morfotipo\_2: encontrado tanto en la repetición 1 como en la repetición 2.

y formas irregulares. Del mismo modo, se relacionan con las características informadas por Cruz et al., (2017: p.407) y Bai et al., (2021: p.2468).

Según los caracteres morfológicos de los aislados del genero *Mucor* spp. (Morfotipo\_2) obtenidos en este estudio coincidieron con las descritas por Jayawardena et al., (2020: p.175), que mencionan la presencia de esporangióforos simples o ramificados sin rizoides basales. Sin embargo, bajo algunas condiciones, forman rizoides. Estas especies normalmente forman esporangios globosos, que contienen la columela y las esporas, además argumentan que algunas especies pueden producir artrosporas, clamidosporas y zigospora. Asimismo, coincidieron con las características informadas por Li et al., (2016: pp.208-218).

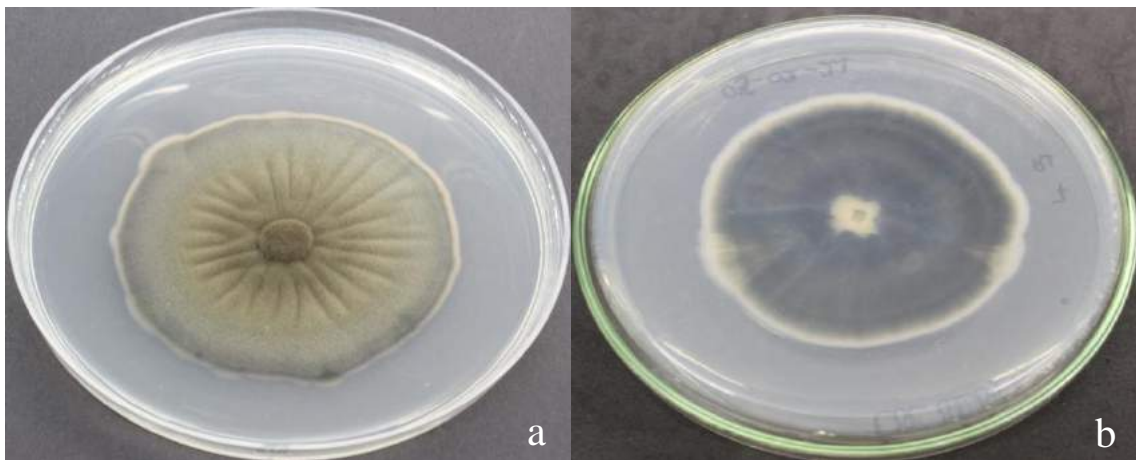


**Figura 7-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de *Mucor* spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, b) y Agar-Avena (c, d) a 25°C e incubadas durante 5 días. Esporangióforos hialinos no ramificados (a). Esporangio globoso (b). Liberación de esporangiosporas y presencia de columela (c). Esporangiosporas elípticas (d).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

**Morfotipo\_7:** *Cladosporium* spp.

Las colonias de los hongos identificados como *Cladosporium* spp. (Morfotipo\_7)<sup>4</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA tuvieron crecimiento lento (tasa de crecimiento micelial), presentaron formas irregulares y enteras, márgenes ondulados, textura principalmente gamuza-estriada, y elevación media; el color del anverso fue variable: gris verdoso, verde oliva oscuro, negros (Munsell, 1997: pp.9-12), mientras que en el reverso fue negro oliva (Munsell, 2009: p.1) (**Figura 8-3**). Asimismo, la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Cladosporium* spp. fue de 0.91 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



**Figura 8-3.** Características culturales de *Cladosporium* spp. (Mofotipo\_7) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

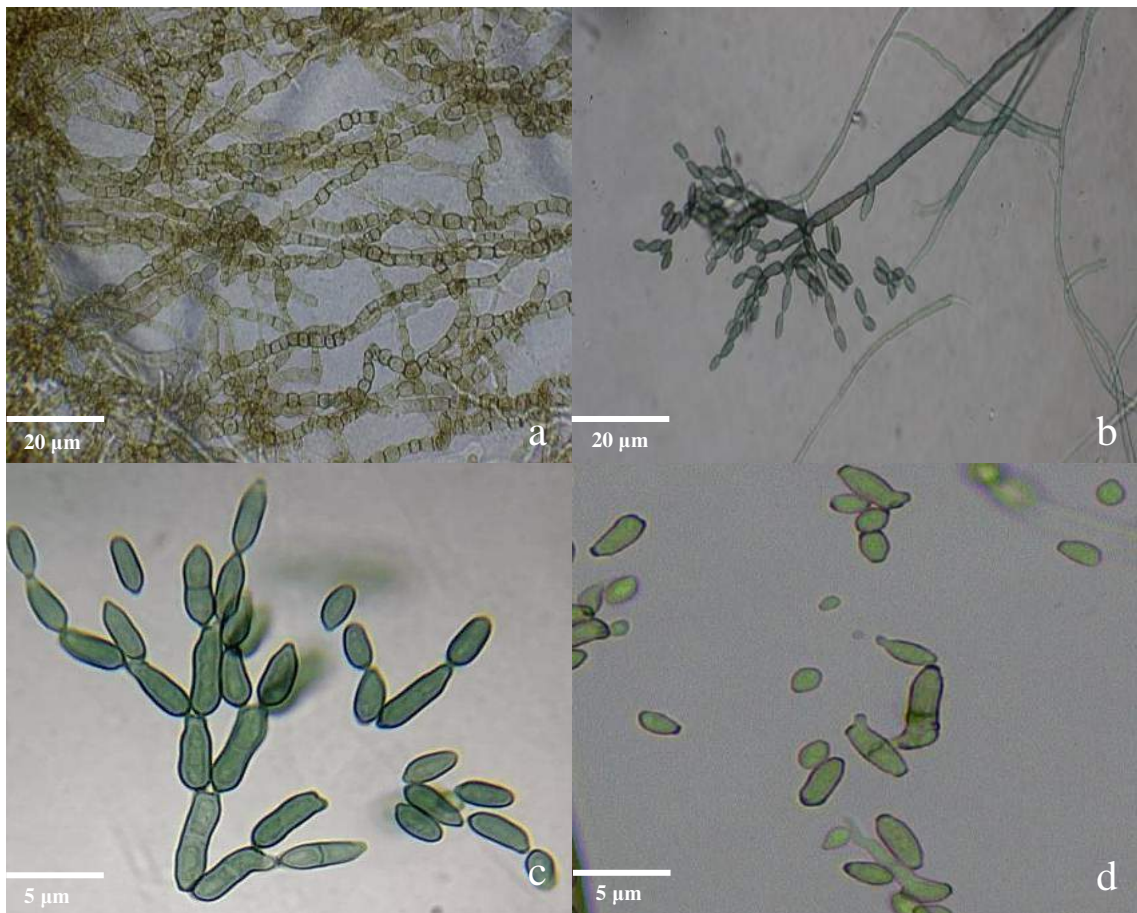
Los aislados de *Cladosporium* spp. presentaron hifas no cenocíticas, en su mayoría ramificadas, lisas, de paredes delgadas, subhialinas, ligeramente pigmentadas a marrón claro, de contorno subcilíndrico a irregular caracterizadas por células hinchadas (**Figura 9-3 a**). Se observaron conidióforos en su mayoría no ramificados, poco diferenciados; micronematosos apenas distinguibles de las hifas, volviéndose macronematosos, subhialinas con pigmentaciones ligeras a marrón claro evidenciándose la presencia de septos (**Figura 9-3 b**). Los conidios variaron de 2.23 a 4.83  $\mu\text{m}$  de ancho y de 3.31 a 10.75  $\mu\text{m}$  de longitud, difiriendo en forma de elipsoide, oval, ovoide, limoniforme de paredes delgadas y formando verdaderas cadenas largas acropetalas, ramificadas, de color marrón oliva pardusco, la mayoría con 1 tabique (**Figura 9-3 d**). Se observaron ramoconidios (RC) y ramoconidios secundarios (RCS) entre 19.55 y 20.18  $\mu\text{m}$  de ancho y longitudes de 5.65 a 6.23  $\mu\text{m}$ . Los ramoconidios (RC y RCS) tenían paredes delgadas,

<sup>4</sup> Morfotipo\_7: encontrado tanto en la repetición 1 como en la repetición 2.



coloración similar a los conidios, y con 1 o ningún septo (**Figura 9-3 c**).

Basados en los caracteres culturales y morfológicos de los aislados del genero *Cladosporium* spp. (Morfotipo\_7) obtenidos en este estudio, fueron similares a las descritas por Jayawardena et al., (2020: pp.155-158) y Bensch et al., (2012: pp.12-15), que describen que las colonias de *Cladosporium* spp. en su mayoría son de color marrón oliva a marrón negruzco, de aspecto gamuza, y a menudo volviéndose polvorientas. Las hifas cenocíticas y oscuras, los conidióforos ramificados en su mayoría, con células conidiógenas hinchadas. Los conidios son marrones, redondos a ovalados, generalmente lisos, y observándose la presencia de ramoconidios y ramoconidios secundarios. Asimismo, coincidieron con las características informadas por Li et al., (2016: pp.208-218), Kidd et al., (2016: p.57) y Larone et al., (2018: p.2017).

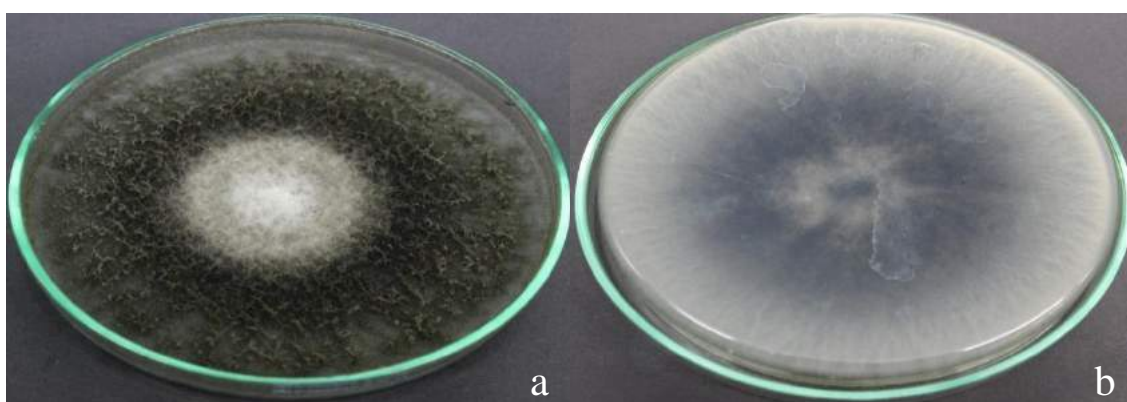


**Figura 9-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de *Cladosporium* spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, b), Agar-Avena (c, d) a 25°C e incubadas durante 14 días. Hifas con células hinchadas (a). Conidióforo macronematoso (b). Ramoconidios, con ramoconidios secundarios y conidios verdaderos (c). Conidios (d).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

### **Morfotipo\_8\_A:** *Ceratocystis* spp.

Las colonias de los hongos identificados como *Ceratocystis* spp. (Morfotipo\_8\_A)<sup>5</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA mostraron un rápido crecimiento (tasa de crecimiento micelial), y a las 48 horas ya ocuparon toda la superficie de la caja de Petri, con abundante micelio aéreo, de formas irregulares, márgenes filamentosos e irregulares, textura principalmente aterpeciolada-lanosa, y elevación alta; el color observado tanto en el anverso como el reverso de las colonias inicialmente fueron blancos volviéndose grises muy oscuro y negros (Munsell, 2009: pp.1-10) con los días. (**Figura 10-3**). Asimismo, la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Ceratocystis* spp. fue de 7.26 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



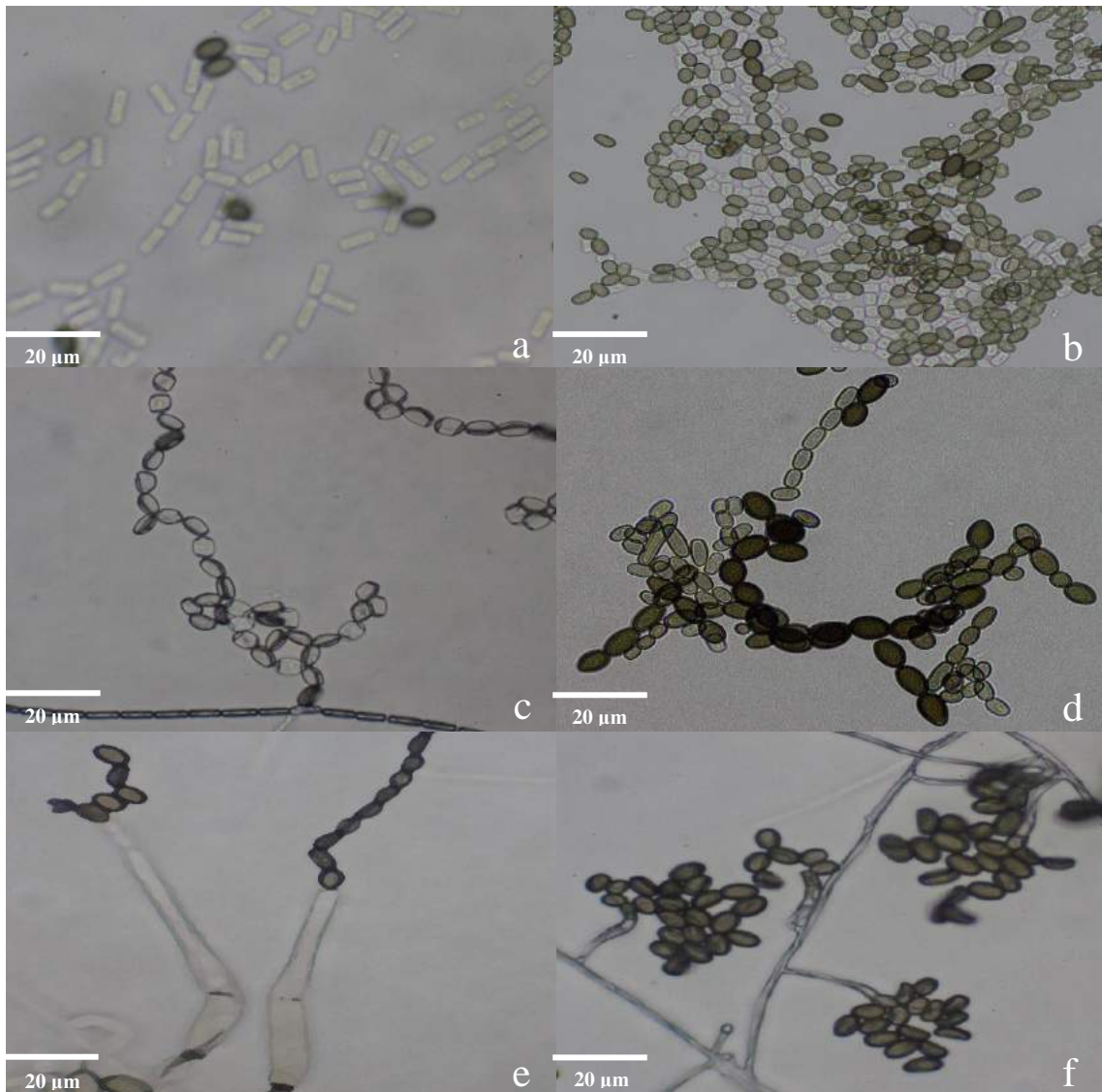
**Figura 10-3.** Características culturales de *Ceratocystis* spp. (Mofotipo\_8) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 7 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

En los aislados de *Ceratocystis* spp. se observaron dos tipos de conidios: conidios primarios hialinos, producidos en cadenas, de forma rectangular, midiendo 3.94 µm ancho x 6.79 µm longitud (**Figura 11-3 a**); y conidios secundarios inicialmente hialinos, de color marrón, oblongos a ovalados, gruesos con ornamentación granular, midiendo 3.90 µm ancho x 6.21 µm longitud (**Figura 11-3 b**). Aleurioconidios inmaduros de 4.36 µm ancho x 8.30 µm longitud, producida holoblásticamente, en cadenas largas, de formas ovoides a subglobosas y que después estas se vuelven aleurioconidios maduros de 6.54 µm ancho x 10.16 µm longitud con paredes verrugosas cubiertas por verrugas de iguales formas (**Figura 11-3 c, d**). Conidióforos tubulares simples estrechándose en sus ápices, que producen una sucesión de conidios (endoconidios) a través del extremo abierto, así como también, se observó la presencia de conidióforos fialídicos con fialídes cortas de formas rectas y curvadas (**Figura 11-3 e, f**). No se formaron peritecios.

<sup>5</sup> Morfotipo\_8\_A: encontrado tanto en la repetición 1 y como morfotipo18 en la repetición 2.

De acuerdo con los caracteres culturales y morfológicos de los aislados del género *Ceratocystis* spp. (Morfotipo\_8) obtenidos en este estudio fueron similares a las descritas por de Beer et al., (2016: pp.191,206), Pinho et al., (2013: pp.153-155) y Tzeng et al., (2010: p.74), que mencionan que las colonias son de crecimiento rápido, con variaciones de color, mostrando el micelio blanco, entre los dos primeros días, y al tercer día el color negro. La presencia de conidióforos filídicos en forma de matraces liberando conidios secundarios, aleurioconidios inmaduros e maduros en cadenas, con paredes gruesas y pigmentados oscuro, conidios cilíndricos y en forma de barril, y las presencias de peritecios. Asimismo, coincidieron con las características informadas por Nascimento et al., (2020: pp.238-240), de Melo et al., (2016: p.259) y Tzeng et al., (2010: p.74).



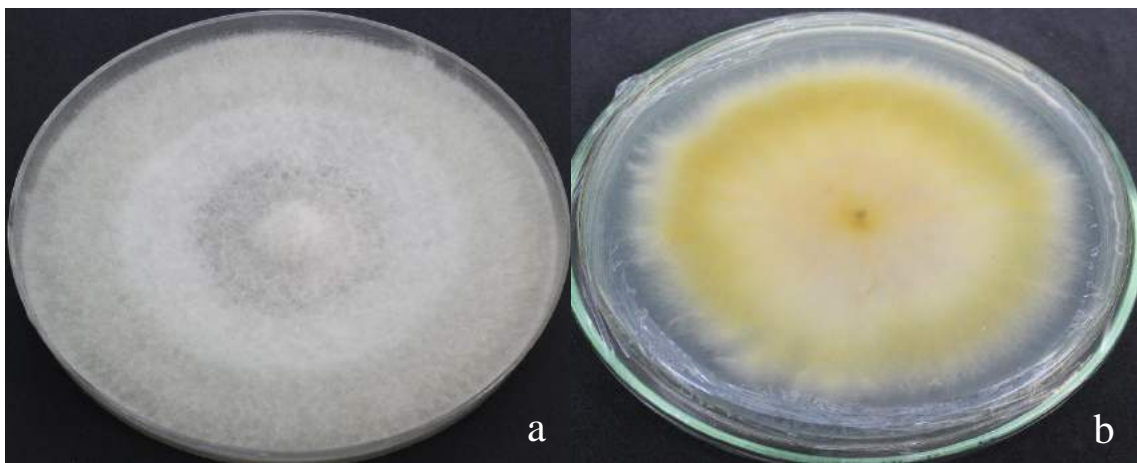
**Figura 11-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados *Ceratocystis* spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, c), PDA (b, d), Agar-Avena (e, f) a 25°C e incubadas durante 4 días. Conidios primarios (a). Conidios secundarios (b). Aleurioconidios inmaduros (c). Aleurioconidios maduros (d). Conidióforos tubulares (e). Conidióforos filídicos (f).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021



**Morfotipo\_11\_A: *Fusarium* spp.**

Las colonias de los hongos identificados como *Fusarium* spp. (Morfotipo\_11\_A)<sup>6</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA con abundante micelio aéreo presentaron pigmentaciones variables (incoloras, blancuzca, blanco amarillento, violeta pálido), formas irregulares, márgenes ondulados e irregulares, textura principalmente algodonosa, y elevación convexa; el color del anverso inicialmente fue blanco volviéndose gris amarillento pálido (Munsell, 1997: pp.4-6), mientras que en el reverso fue amarillo pálido e ámbar pálido (Munsell, 1997: pp.4-6) (**Figura 12-3**). Asimismo, hubo ausencia de líquido de transpiración y la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Fusarium* spp. fue de 2.45 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



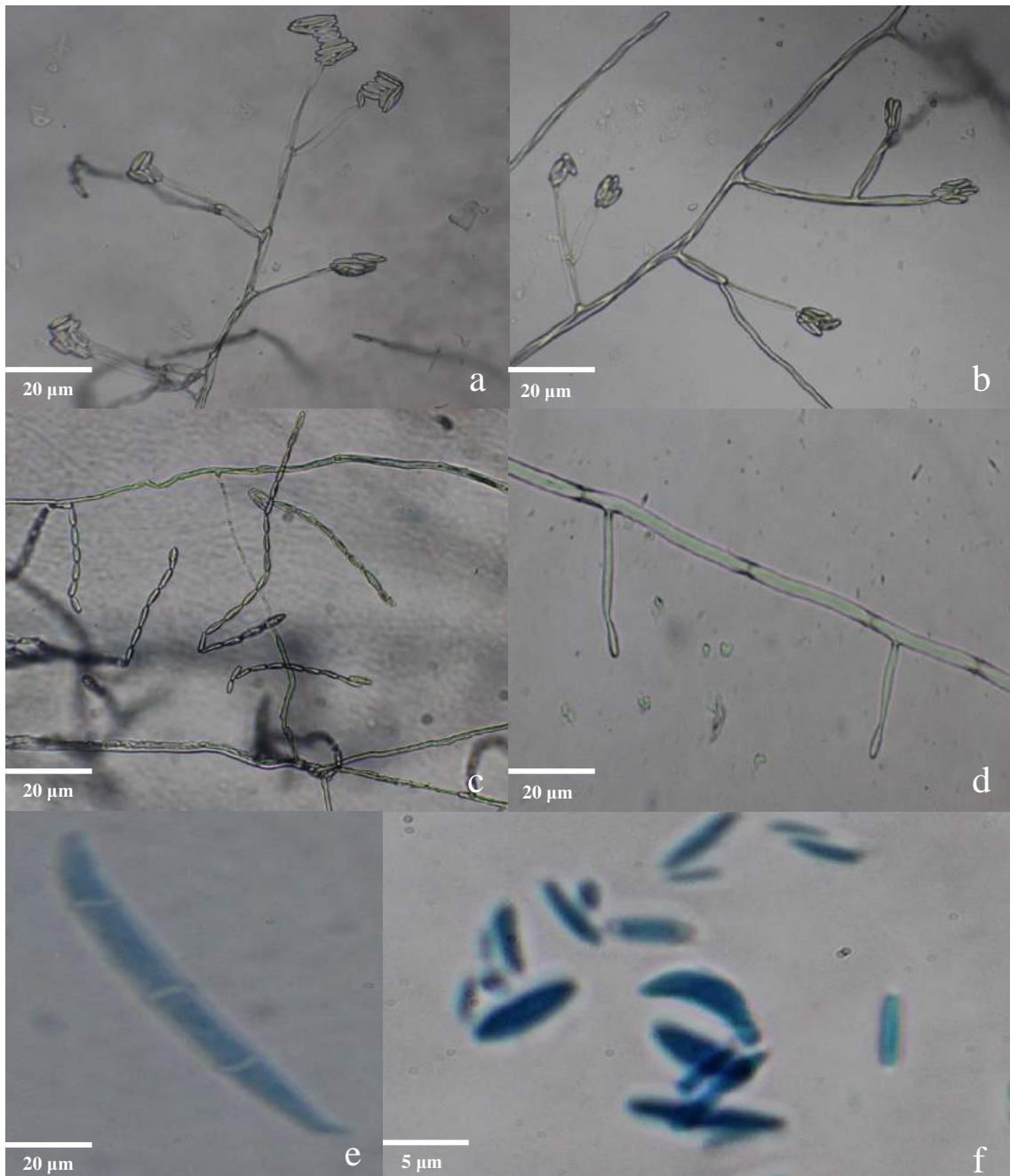
**Figura 12-3.** Características culturales de *Fusarium* spp. (Morfotipo\_11\_A) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubados durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los aislados de *Fusarium* spp. presentaron macroconidios de longitud corta a media (31.63 µm de largo x 2.67 µm de ancho) en forma de bote y semifalcados, ligeramente curvados a casi rectos, con las paredes ventrales y dorsales casi paralelas (**Figura 13-3 e**). Las células apicales de los macroconidios fueron de forma desafilado o enganchado. A su vez, la célula basal de los macroconidios fue mellado o enganchado. Usualmente los macroconidios presentaron 3 septos. Se observaron microconidios (8.4 µm de largo x 2.5 µm de ancho) que se forman en cadenas o falsas cabezas (**Figura 13-3 a, b**), de forma ovoide, elipsoidales, reniformes, usualmente no septados (**Figura 13-3 f**). Los microconidios que llevan en la cadena son ovoides con base truncada (**Figura 13-3 c**). Las células conidiógenas dieron lugar a monofiálides con forma de frasco o de bolos (**Figura 13-3 d**). No se observaron clamidosporas.

<sup>6</sup> Morfotipo\_11\_A: encontrado en la repetición 1.

De acuerdo con los caracteres culturales y morfológicos de los aislados del género *Fusarium* spp. (Morfotipo\_11) obtenidos en este estudio, fueron similares a las informadas por Del Ponte et al., (2017: p.69-75), Leslie y Summerell (2006: pp. 113-118,224) y Balmas et al., (2000: pp.16-22,36), relacionando los caracteres morfológicos del Morfotipo\_11 observados se asocian a las especies de *Fusarium proliferatum* y *Fusarium moniliforme*.

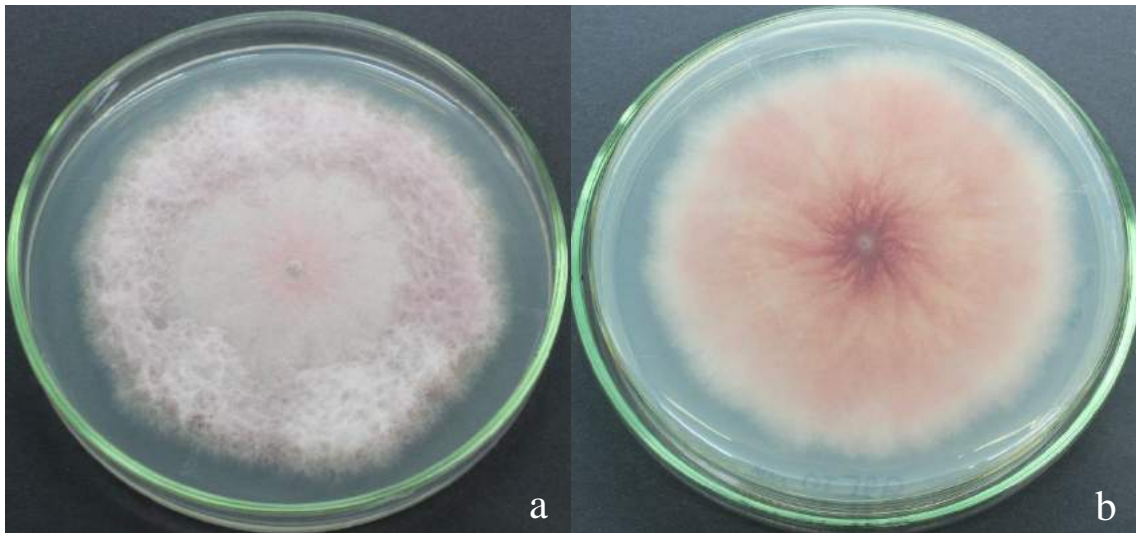


**Figura 13-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados *Fusarium* spp. crecidos en medio de cultivo Agar-Avena (a, b, c, d), SNA (e, f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Falsas cabezas ramificadas (a, b). Microconidios en cadenas cortas (c). Monofálides cortas (d). Macroconidios (e). Microconidios (f).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

**Morfotipo\_16:** *Fusarium* spp.

Las colonias de los hongos identificados como *Fusarium* spp. (Morfotipo\_16)<sup>7</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA con abundante micelio aéreo presentaron pigmentaciones variables (incoloras, blancuzca, violeta pálido, violeta oscuro, rosado), formas irregulares, márgenes ondulados e irregulares, textura principalmente algodonosa, y elevación convexa; el color observado tanto en el anverso como el reverso de las colonias inicialmente fue rosa violáceo pálido a rosa violáceo oscuro (Munsell, 1997: p.18) (**Figura 14-3**). Asimismo, hubo ausencia de líquido de transpiración y la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Fusarium* spp. fue de 2.33 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



**Figura 14-3.** Características culturales de *Fusarium* spp. (Morfotipo\_16) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

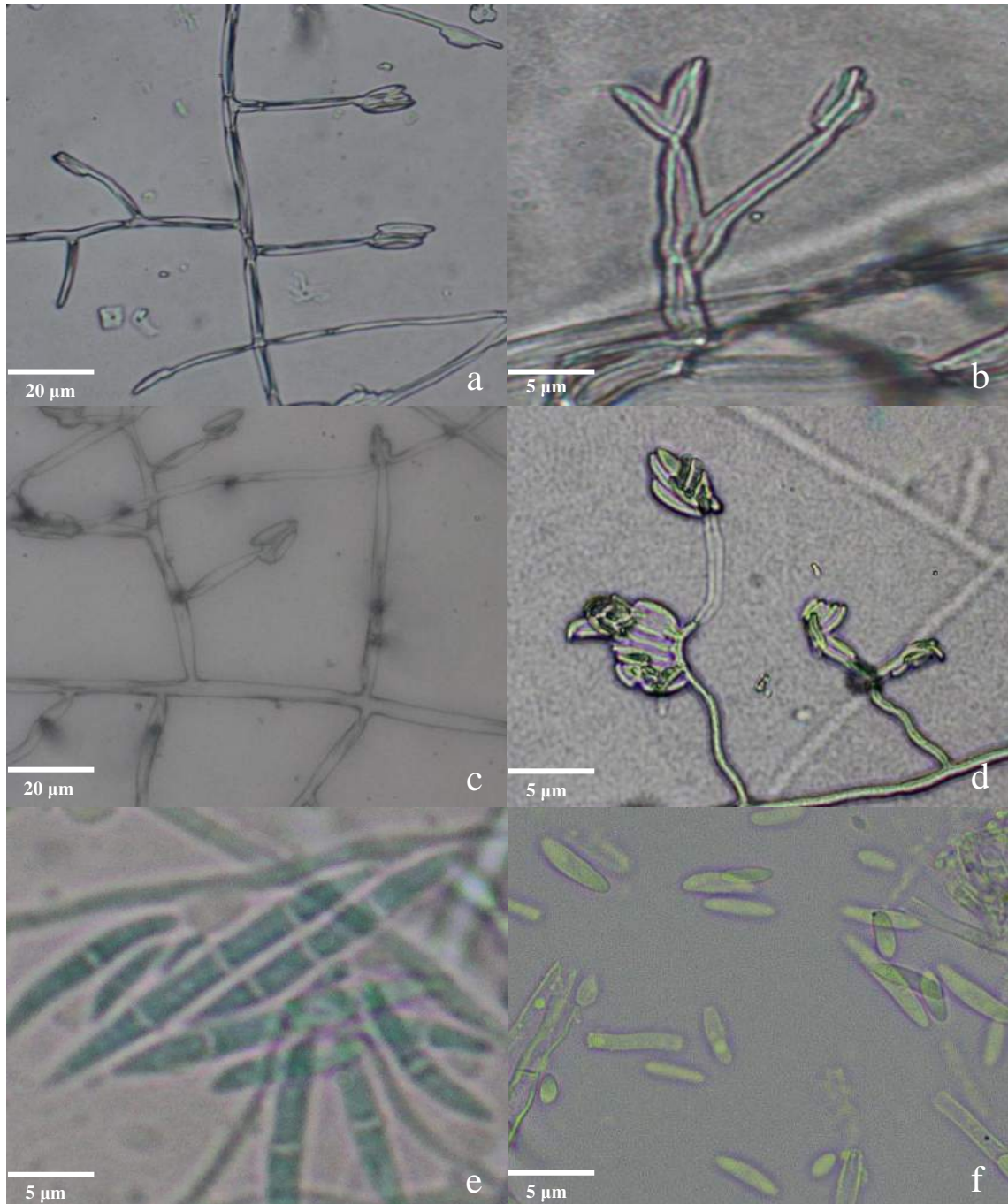
**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los macroconidios (29.99 µm de largo x 3.91 µm de ancho) de los aislados de *Fusarium* spp. fueron largos, delgados a ligeramente curvados, con la paredes ventrales y dorsales paralelas. La célula apical de los macroconidios fue cónica a ligeramente curvada (**Figura 15-3 e**), mientras que la célula basal de los macroconidios fue de pie recién mencionado. Los macroconidios presentaron de 3-4 septos. La célula conidiógena formó polifialides y monofialides (**Figura 15-3 a, b**). No se observaron clamidosporas. Los microconidios (8.69 µm de largo x 2.51 µm de ancho), presentaron formas ovoide, elipsoidal y reniforme con 0-1 septos formados en falsas cabezas (**Figura 15-3 c, d, f**). No se observaron clamidosporas.

<sup>7</sup> Morfotipo\_16: encontrado en la repetición 2.



De acuerdo con los caracteres culturales y morfológicos de los aislados del genero *Fusarium* spp. (Morfortipo\_16) obtenidos en este estudio, fueron similares a las descritas por Del Ponte et al., (2017: pp.70-75), Leslie y Summerell (2006: pp. 113-118,260) y Balmas et al., (2000: pp.16-22,45), relacionando los caracteres morfológicos del Morfortipo\_16 observados se asocia a la especie de *Fusarium subglutinans*.

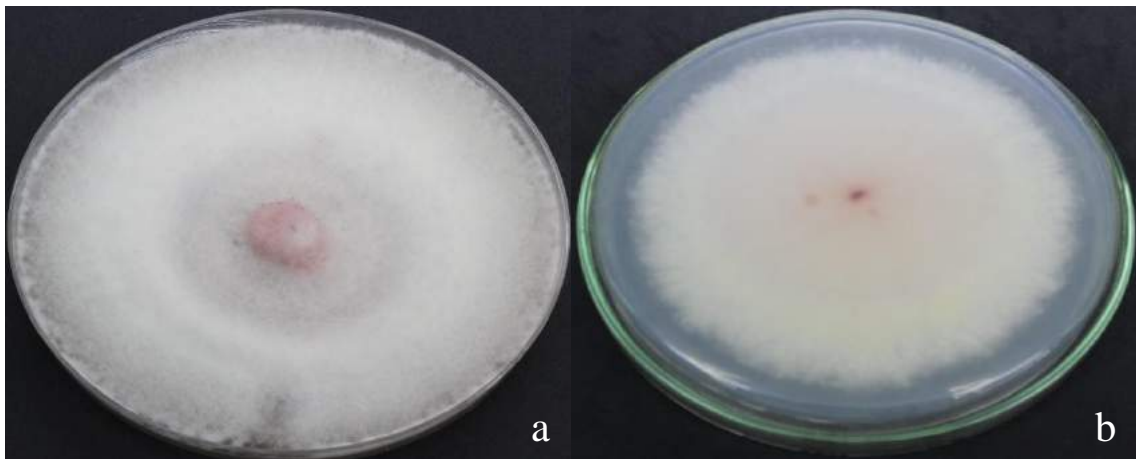


**Figura 15-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados *Fusarium* spp. crecidos en medio de cultivo SNA (a, c), Agar-Avena (b, d, e), PDA (f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Monofialides (a). Polifialide (b). Microconidios en falsas cabezas (c, d). Macroconidios (e). Microconidios (f).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

**Morfotipo\_17:** *Fusarium* spp.

Las colonias de los hongos identificados como *Fusarium* spp. (Morfotipo\_17)<sup>8</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA con abundante micelio aéreo presentaron pigmentaciones variables (incoloras, blancuzca, blanco amarillento, violeta pálido), formas irregulares, márgenes ondulados e irregulares, textura principalmente algodonosa, y elevación convexa; el color observado tanto en el anverso como el reverso de las colonias inicialmente fue blanco volviéndose gris amarillento pálido (Munsell, 1997: pp.4-6) (**Figura 16-3**). Asimismo, hubo ausencia de líquido de transpiración y la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Fusarium* spp. fue de 1.98 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



**Figura 16-3.** Características culturales de *Fusarium* spp. (Morfotipo\_17) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

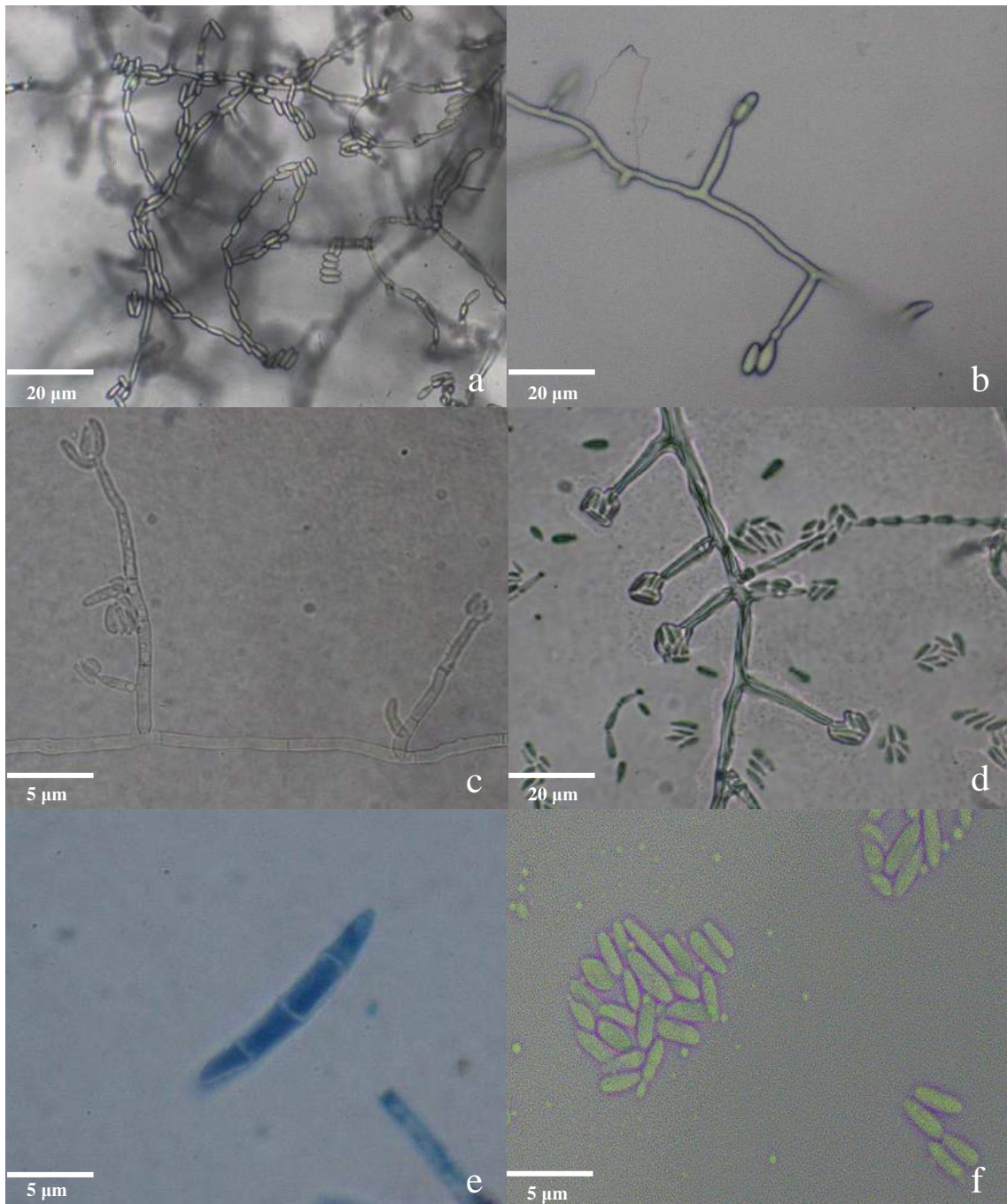
**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los aislados de *Fusarium* spp. presentaron macroconidios de longitud corta a media (17.14 µm de largo x 3.92 µm de ancho) en forma de bote, ligeramente curvados a casi rectos, con las paredes ventrales y dorsales casi paralelas (**Figura 17-3 e**). La célula apical de los macroconidios fue de forma desafilado o enganchado. A su vez, la célula basal de los macroconidios fue mellado o enganchado. Usualmente los macroconidios presentaron 3 septos. Se observaron microconidios (7.04 µm de largo x 1.96 µm de ancho) que se forman en cadenas o falsas cabezas (**Figura 17-3 a, d**), de forma ovoide, elipsoidales, reniformes, usualmente no septados (**Figura 17-3 f**). Los microconidios que llevan en la cadena son ovoides con base truncada. Las células conidiógenas dieron lugar a monofialides con forma de frasco o de bolos y polifialides (**Figura 17-3 b, c**). No presentaron clamidosporas.

<sup>8</sup> Morfotipo\_17: encontrado en la repetición 2.



De acuerdo con los caracteres culturales y morfológicos de los aislados del genero *Fusarium* spp. (Morfotipo\_11) obtenidos en este estudio, fueron similares a las informadas por Del Ponte et al., (2017: pp.69-75), Leslie y Summerell (2006: pp.113-118,224) y Balmas et al., (2000: pp.16-22,36), relacionando los caracteres morfológicos del Morfotipo\_17 observados se asocian a las especies de *Fusarium proliferatum* y *Fusarium moniliforme*.

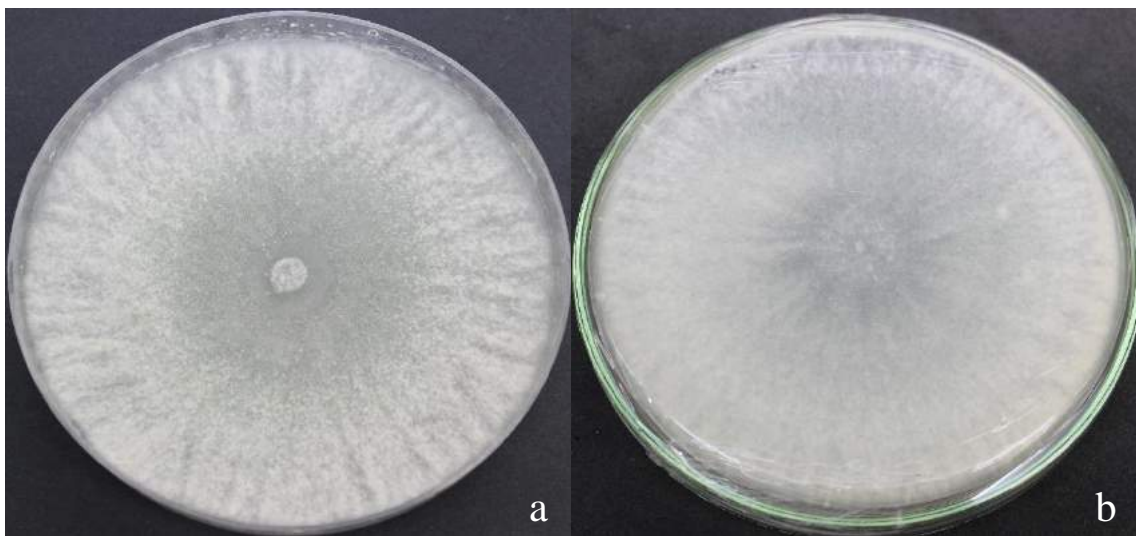


**Figura 17-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados *Fusarium* spp. crecidos en medio de cultivo Agar-Avena (a, b, c, d), SNA (e), PDA (f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Microconidios en cadenas cortas (a). Monofiálides cortas (b). Polifiálides (c). Microconidios en falsas cabezas (d). Macroconidios (e). Microconidios (f).

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

**Morfotipo\_12\_A: *Trichoderma* spp.**

Las colonias de los hongos identificados como *Trichoderma* spp. (Morfotipo\_17\_A)<sup>9</sup> crecidos en el medio de cultivo PDA de rápido crecimiento (tasa de crecimiento micelial), presentaron pigmentaciones principalmente verdes pálidos, de formas irregulares, márgenes ondulados, textura principalmente semi compacta-lanosa, y elevación de poca a media; el color observado tanto en el anverso como el reverso de las colonias inicialmente fue blanco volviéndose verde grisáceo o verde pálido (Munsell, 1997: pp.12-13) (**Figura 18-3**). Asimismo, la tasa de crecimiento micelial promedio de los aislados de *Trichoderma* spp. en medio PDA fue de 4.52 mm.día<sup>-1</sup> a 25°C.



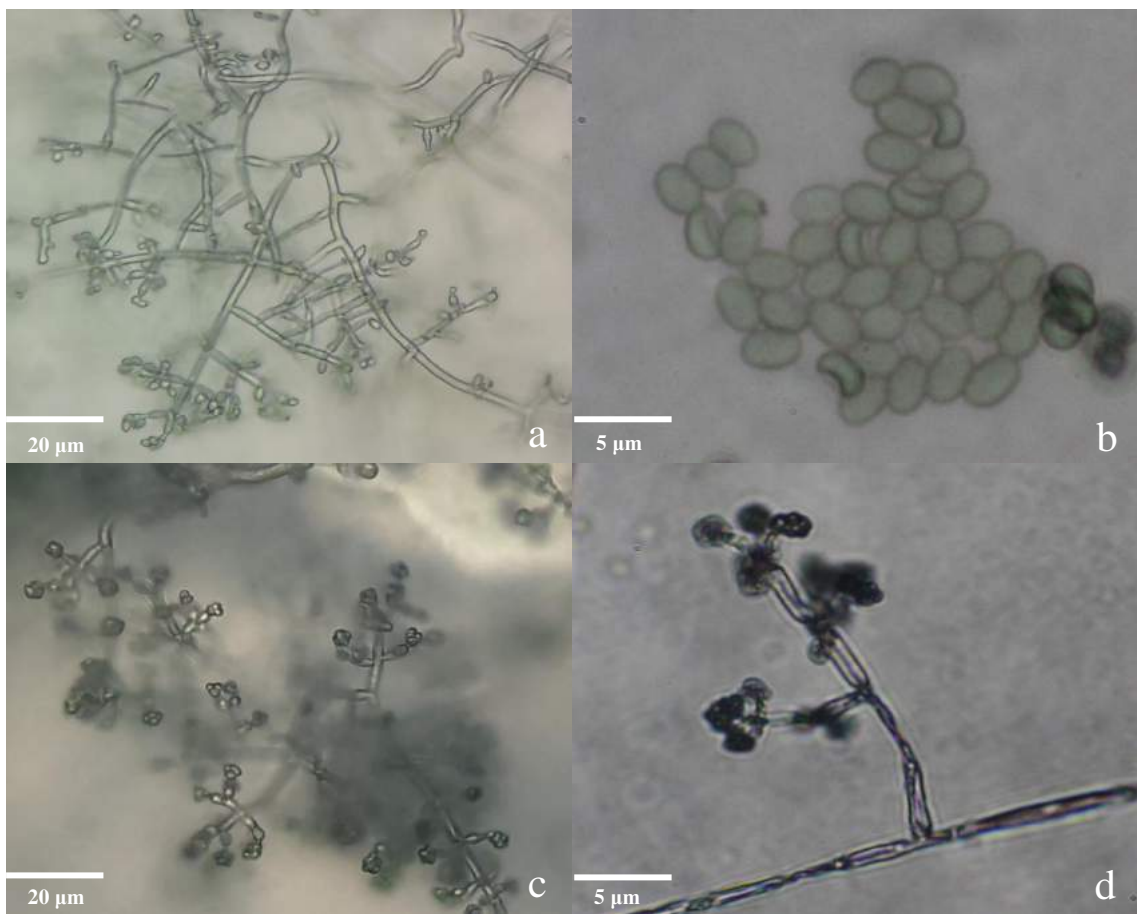
**Figura 18-3.** Características culturales de *Trichoderma* spp. (Morfotipo\_12\_A) crecido en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Color del anverso de la colonia (a), color del reverso de la colonia (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los aislados de *Trichoderma* spp. se caracterizaron por presentar conidióforos divergentes y dendríticos ramificados, formándose ramas primarias anchas más largas cercanas de la base de la hifa, re-ramificación o produciendo fiálides divergentes típicamente en verticilos de 3-4 (**Figura 19-3 a**), y las ramas hacia la punta y las ramas secundarias (2-3 fiálides) tendiendo a mantener ángulos de 90° con respecto al eje principal (**Figura 19-3 c, d**). Las fiálides terminales se dispusieron en verticilos solitarios, eran cilíndricos o al menos no notoriamente de cuello estrecho. Los conidios ampliamente de formas variables elipsoidales a ovoides midiendo 2.49 µm ancho x 3.67 µm longitud, lisos y de color verde claro (**Figura 19-3 b**).

<sup>9</sup> Morfotipo\_12\_A: encontrado en la repetición 1.

Basados en los caracteres culturales y morfológicos de los aislados del género *Trichoderma* spp. (Morfotipo\_12) obtenidos en este estudio, fueron similares a las informadas por Samuels et al., (2015: pp. 63-67) y Sharma et al., (2014: pp.452-453), que describen que las colonias de *Trichoderma* spp. son compactas anormales de tonalidades que varían del verde a un verde intenso a un verde muy oscuro. Presentan conidióforos en pústulas o como arbustos que son agregaciones de hifas ramificadas, y los fiálides surgen de manera característica de los extremos de estas hifas, y la presencia de clamidosporas solitarias. Asimismo, coincidieron con las características informadas por Barnett y Hunter (2006: pp.88-89).



**Figura 19-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de *Trichoderma* spp. crecidos en medio de cultivo Agar-Avena (a, c) y SNA (b, d) a 25°C e incubadas durante 7 días. Conidióforos dendríticos ramificados (a). Ramas apicales y secundarias (c, d). Conidios ovoides y elipsoidales (b).

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

**Morfotipo\_N:** *Penicillium* spp.

Las colonias de los hongos identificados como *Penicillium* spp. (**Morfotipo\_N**, ver **Tabla 1-3**) crecidos en el medio de cultivo PDA con abundante moho aéreo, presentaron formas irregulares e redondas, márgenes ondulados, lobulados, enteros, texturas principalmente polvosa, y elevación poco e alta (**Tabla 1-3**); el color del anverso fue variable (**Tabla 1-3**), aunque prevalecieron los colores: blanco grisáceo, verde amarillento, verde claro, verde grisáceo, turquesa (**Figura 20-3**), de igual manera se observó variabilidad de colores en el reverso de las colonias prevaleciendo los colores: blanco verdoso, blanco grisáceo, naranja, amarillo anaranjado, amarillo claro, marrón pálido (**Figura 20-3**). También, algunas colonias presentaron pigmentos rojos difusos en el agar después de varios días, y la tasa de crecimiento micelial promedio en medio PDA de los aislados de *Penicillium* spp. se muestra en la **Tabla 1-3**.

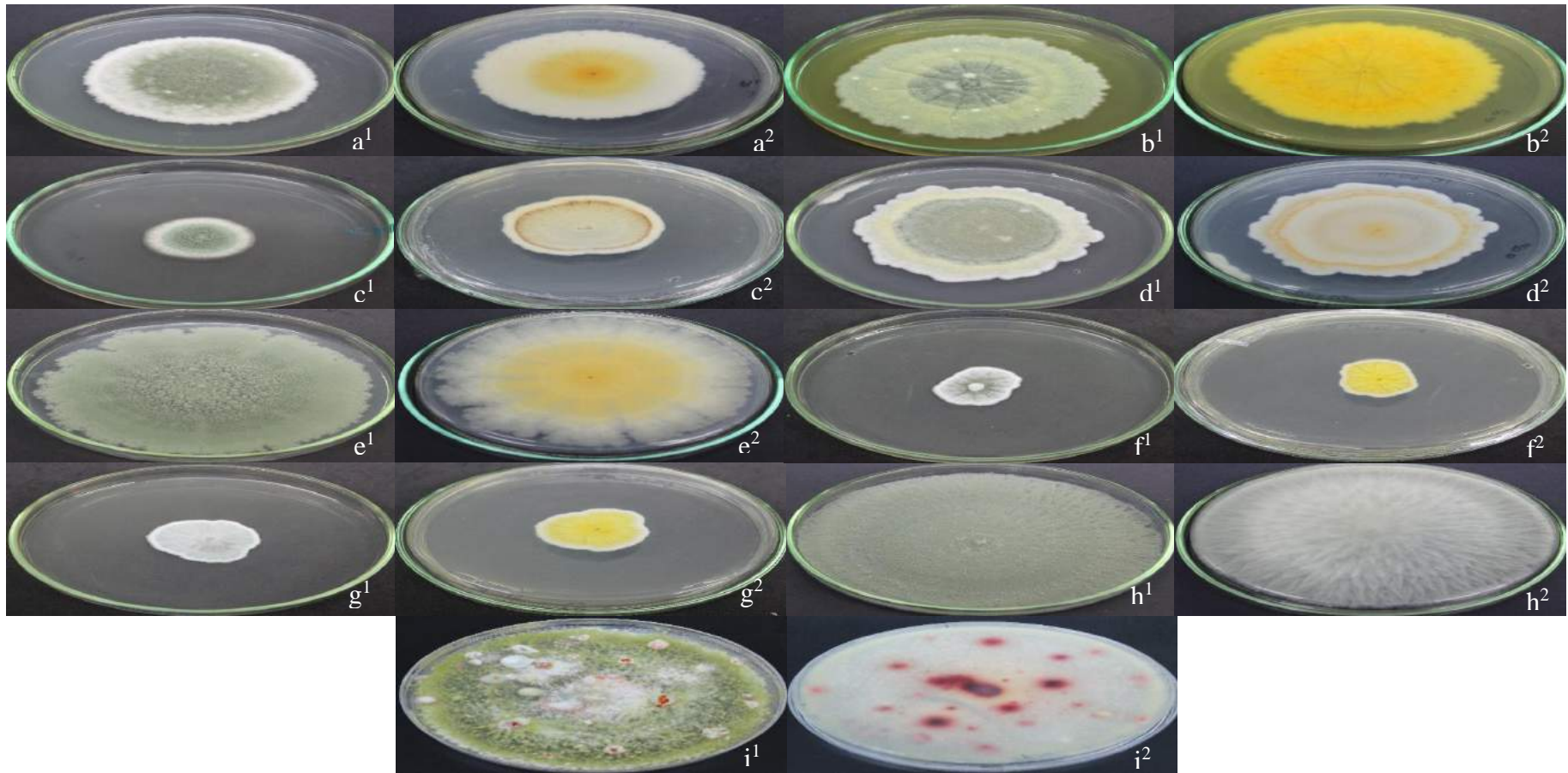
**Tabla 1-3:** Características culturales de los morfotipos aislados del genero *Penicillium* spp.

Morfo tipos	Forma	Margen	Elevación	Color anverso*	Color reverso*	TCM** (mm/día)
MFT_3 r1^r2	Irregular	Entero	Poco	Verde amarillento claro	Amarillo anaranjado moderado	1.07
MFT_4 r1^r2	Irregular Estriado	Ondulado	Poco	Verde amarillento brillante	Naranja moderado	1.04
MFT_5 r1^r2	Irregular con cristales	Ondulado	Poco	Verde amarillo fuerte	Blanco verdoso claro	0.84
MFT_6 r1^r2	Irregular Estriado	Lobulado	Poco	Verde amarillento pálido	Marrón pálido	0.72
MFT_8_B r2	Redondo Estriado	Entero	Poco	Verde amarillo fuerte	Amarillo anaranjado moderado	0.89
MFT_9 r1^r2	Irregular Estriado	Ondulado	Poco	Verde grisáceo	Amarillo claro	n.a
MFT_10_B r2	Irregular Estriado	Ondulado	Poco	Verde grisáceo pálido	Amarillo claro	n.a
MFT_14 r2	Redondo Estriado	Entero	Poco	Turquesa moderado	Blanco grisáceo	1.95
MFT_15 r2	Irregular Lanoso	Erosionado	Alta	Amarillo verdoso claro	Blanco verdoso con puntos rojos	1.61

\* Escala de colores para tejidos vegetales (Munsell, 1997: pp.3-14), \*\* TCM: Tasa de crecimiento micelial promedio, n.a: información no disponible, r1: repetición 1 y r2: repetición 2.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021





**Figura 20-3.** Características culturales de *Penicillium* spp. crecidos en el medio de cultivo PDA a 25°C e incubadas durante 14 días. Morfotipo\_3 (a<sup>1</sup> a<sup>2</sup>). Morfotipo\_4 (b<sup>1</sup> b<sup>2</sup>). Morfotipo\_5 (c<sup>1</sup> c<sup>2</sup>). Morfotipo\_6 (d<sup>1</sup> d<sup>2</sup>)., Morfotipo\_8\_B (e<sup>1</sup> e<sup>2</sup>). Morfotipo\_9 (f<sup>1</sup> f<sup>2</sup>)., Morfotipo\_10\_B (g<sup>1</sup> g<sup>2</sup>). Morfotipo\_14 (h<sup>1</sup> h<sup>2</sup>). Morfotipo\_15 (i<sup>1</sup> i<sup>2</sup>). Color del anverso de la colonia (a<sup>1</sup> b<sup>1</sup> c<sup>1</sup> d<sup>1</sup> e<sup>1</sup> f<sup>1</sup> g<sup>1</sup> h<sup>1</sup> i<sup>1</sup>), color del reverso de la colonia (a<sup>2</sup> b<sup>2</sup> c<sup>2</sup> d<sup>2</sup> e<sup>2</sup> f<sup>2</sup> g<sup>2</sup> h<sup>2</sup> i<sup>2</sup>).

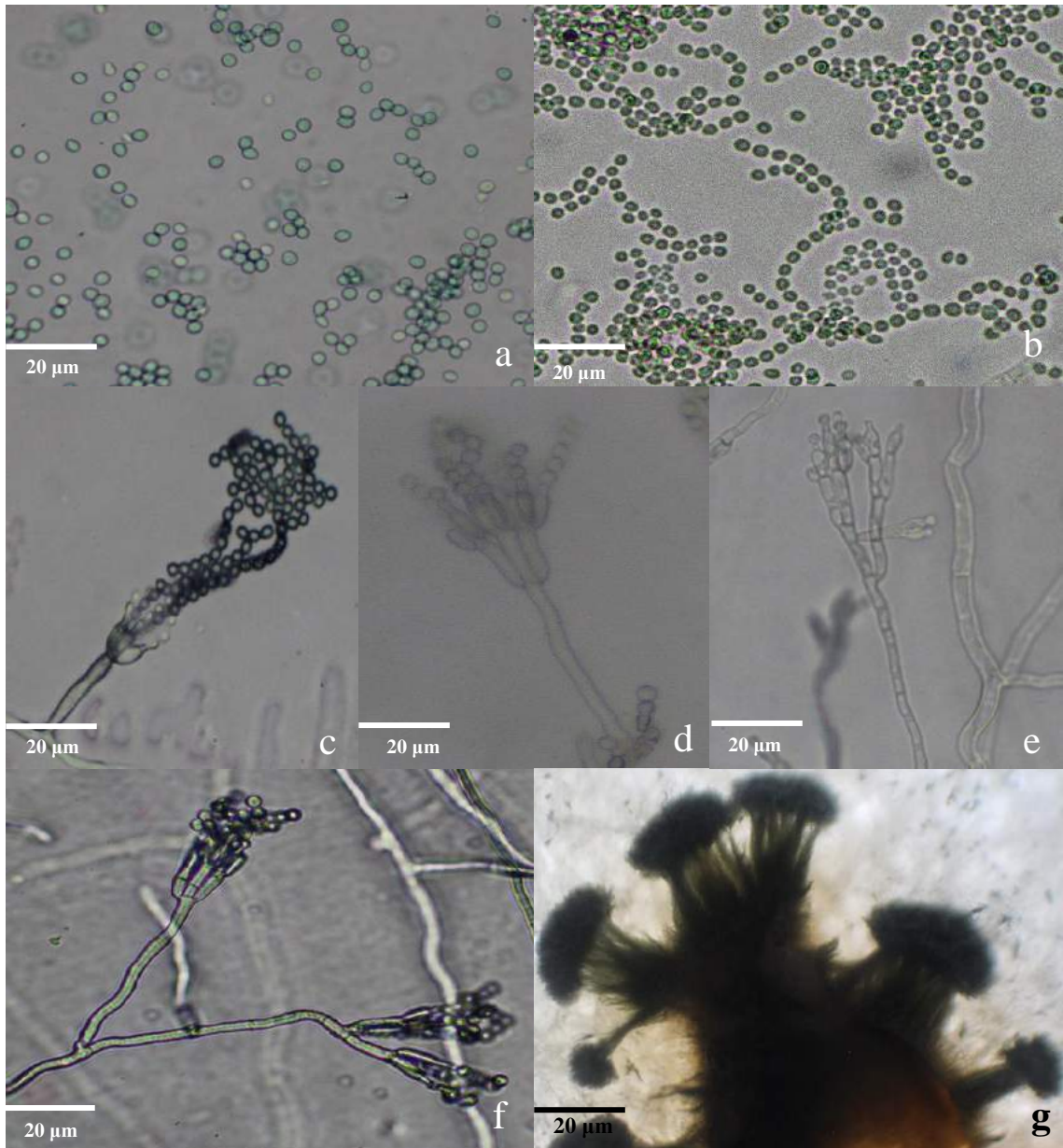
**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

Los aislados de *Penicillium* spp. se caracterizaron por presentar conidióforos con varios patrones de ramificaciones (**Tabla 2-3**) siendo estos: monoverticilado (simple, no ramificado) teniendo un verticilo terminal de fiálides (**Figura 21-3 c**); biverticilado-simétrico (ramificado de una etapa) (**Figura 21-3 d**) y biverticilado asimétrico (ramificado de dos etapas) (**Figura 21-3 e**), con una horla de dos o más métulas entre el extremo del estípite y las fiálides, las métulas de longitud desigual o igual, variaron en su grado de divergencia, siendo más o menos cilíndricas; y terverticilado (ramificado de tres etapas) que tuvieron otro nivel de ramificación entre el estípite y las métula , a menudo sólo una continuación del eje del estípite y una rama lateral, observándose a veces un verdadero verticilo de tres o más ramas (**Figura 21-3 f**). Con menos frecuencia se presentó sinemas solo en el Morfotipo\_15 (**Figura 21-3 g**).

Conidios (fialosporas) subhialinos o de colores brillantes verdosos en masa, unicelulares, en su mayoría globosos u subglobosos (**Figura 21-3 a, b**), de varios tamaños (**Tabla 2-3**), las cadenas de conidios produciéndose en sucesión basípetas a partir de una célula conidiógena especializada llamada fiálide. Las fiálides se produjeron en grupos de dos o más a partir de ramificaciones. Las métulas, dando una apariencia similar a un cepillo. Toda la estructura formó el característico aspecto de “penicillus” o “pincel”, esto contenía tanto ramas como métula, denominándose ramas todas las células entre las métulas y los estípites de los conidióforos.

Basado en los caracteres culturales de los aislados del género *Penicillium* spp. obtenidos en este estudio, fueron similares a las descritas por Kidd et al., (2016: p.150) y Larone et al., (2018: p.309), que mencionan que colonias presentan tonos verdes, a veces blancas, algunas especies menos comunes difieren en color y textura. Además, destacan la producción de pigmentos rojos inverso y difuso en el agar.

De acuerdo con los caracteres morfológicos de los aislados de *Penicillium* spp. observados en este estudio, fueron similares a las informadas por Visagie et al., (2014: pp.344-347) y Abastabar et al., (2016: pp.2-3), que mencionan que los conidióforos surgen del micelio solos o con menos frecuencia en sinemas, ramificados cerca del ápice, penicilados y terminan en un grupo de fiálides; conidios (fialosporas) hialinos o de colores brillantes en masa, unicelulares, en su mayoría globosos u ovoides, en cadenas basípetas secas. Asimismo, coincidieron con las características informadas por Barnett y Hunter (2006: pp.95-96).



**Figura 21-3.** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de aislados de *Penicillium* spp. crecidos en medio de cultivo PDA (a, b), SNA (c, f), Agar-Avena (d, e, f) a 25°C e incubadas durante 7 días. Conidios subhialinos-verdoso globosos a subglobosos (a, b). Conidióforo monoverticilado (c). Conidióforo biverticilado simétrico (d) y asimétrico (e). Conidióforo terverticilado (f). Sinema (g).

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

**Tabla 2-3:** Caracteres morfológicos utilizados en la identificación de los aislados de *Penicillium* spp.

Morfo tipo	Patrón de conidióforos*	Sinema	No de métula por verticilo	Tamaño de métula ( $\mu\text{m}^{**}$ )	No de fiálides por métula	Tamaño de fiálide ( $\mu\text{m}^{**}$ )	Forma conidial	Color de conidio	Tamaño de conidio ( $\mu\text{m}^{**}$ )
MTP_3 r1^r2	Monoverticilado	-	-	-	2-3	8.17 x 1.27	Globoso e elipsoidal	Subhialino a verde	3.23 x 2.62
MTP_4 r1^r2	Biverticilado, terverticilado	-	3-4	12.39 x 2.48	3-4	8.78 x 2.19	Globoso a subgloboso	Subhialino a verde	2.78 x 2.25
MTP_5 r1^r2	Biverticilado, terverticilado	-	2-3	12.88 x 2.58	2-3	8.85 x 2.58	Globoso a subgloboso	Subhialino a verde	2.66 x 2.25
MTP_6 r1^r2	Biverticilado	-	2-3	12.36 x 2.02	2-3	8.29 x 1.65	Globoso e elipsoidal	Subhialino a verde	3.01 x 2.88
MTP_8_B r2	Biverticilado	-	2-3	11.12 x 1.43	2-3	8.39 x 1.17	Globoso a subgloboso	Subhialino a verde	4.44 x 4.11
MTP_9 r1^r2	Biverticilado	-	2-3	13.85 x 2.66	3-5	9.35 x 1.68	Globoso a subgloboso	Subhialino a verde	3.86 x 3.13
MTP_10_B r2	Biverticilado	-	3-4	11.04 x 1.79	3-4	7.96 x 1.48	Globoso a subgloboso	Subhialino a verde	4.27 x 3.82
MTP_14 r2	Biverticilado, terverticilado	-	2-3	15.93 x 2.79	3-4	7.68 x 2.64	Globoso a subgloboso	Subhialino a verde	3.97 x 3.38
MTP_15 r2	Monoverticilado, biverticilado	+	2-3	12.09 x 1.86	3-4	10.57 x 1.54	Globoso e elipsoidal	Subhialino a verde	2.23 x 1.67

\***Definiciones:** Monoverticilado, conidióforo sin ramificaciones; Biverticilado, conidióforo de ramificación en una etapa; Terverticilado, rama conidióforo en dos etapas. \*\*  $\mu\text{m}$ : micrómetros, unidad de medida. r1: repetición 1 y r2: repetición 2.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021



### 3.3. Análisis de la diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta

El 52.06% de los aislados obtenidos en el presente estudio pertenecieron al género *Geotrichum* spp., el cual fue aislado con mayor frecuencia. Luego le siguieron los géneros *Mucor* spp. con el 21.91% y *Penicillium* spp. con el 20.22% respectivamente. En menor proporción aparecieron aislados de los géneros *Ceratocystis* spp. (2.06%), *Fusarium* spp. (0.94%), *Trichoderma* spp. (0.56%) y *Cladosporium* spp. (0.37%); y los géneros no identificados representaron el 1.87% (**Tabla 3-3**).

**Tabla 3-3:** Porcentaje de microorganismos fúngicos aislados a partir frutos de la palma de chonta con sintomatología en cinco localidades de la Provincia de Orellana, Ecuador.

Microorganismos aislados	Número de aislados	Porcentaje	Órgano del cual fueron aislados
<i>Geotrichum</i>	278	52.06%	Fruto
<i>Mucor</i>	117	21.91%	Fruto
<i>Penicillium</i>	108	20.22%	Fruto
<i>Cladosporium</i>	2	0.37%	Fruto
<i>Ceratocystis</i>	11	2.06%	Fruto
<i>Fusarium</i>	5	0.94%	Fruto
<i>Trichoderma</i>	3	0.56%	Fruto
Géneros no identificados	10	1.87%	Fruto

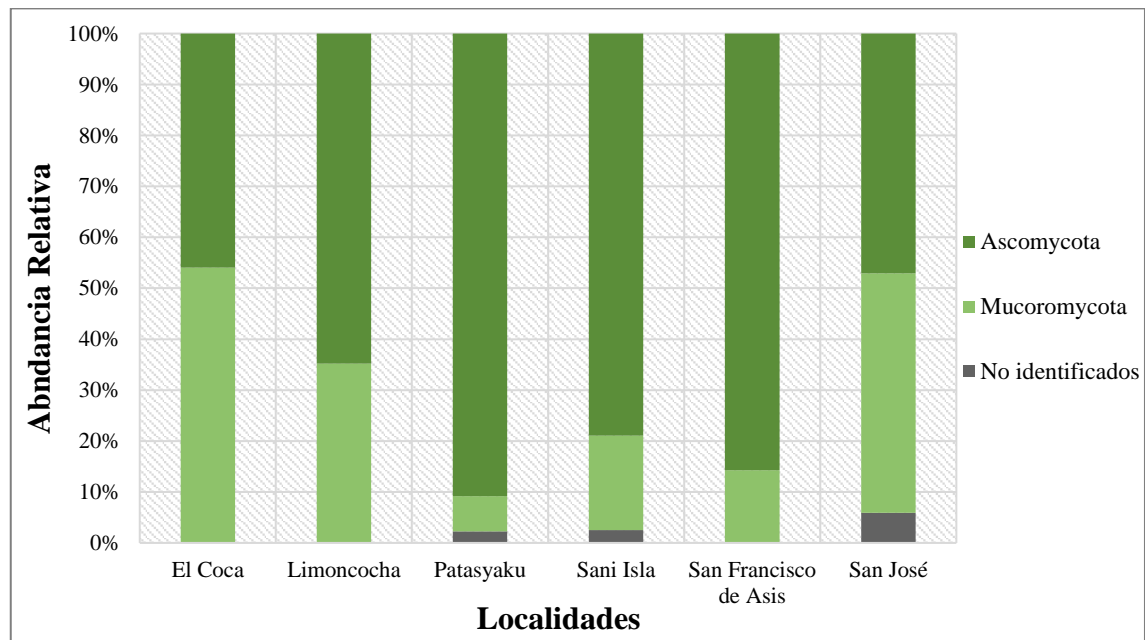
Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

#### 3.3.1. Abundancia relativa a nivel de filo, clase, orden, familia y género en relación a las cinco localidades

El filo fúngico más común en las cinco localidades fue el Ascomycota que represento el 76.22%. Por otro lado, se observó en menor cantidad el filo Mucoromycota con el 21.91% (**Gráfico 1-3**). Después de los análisis, el 1.87% de los aislados no se clasificaron a nivel de filo. Centrándonos en los filos anteriormente mencionados, los taxones se evaluaron resumiendo por clase, orden, familia y género. Las abundancias a nivel de filo Ascomycota y filo Mucoromycota fue diferente entre las localidades de la Provincia de Orellana. El filo Ascomycota fue más abundante en las localidades de Sani Isla y Patasyaku, siendo menos abundante en San Francisco de Asis y El Coca; mientras que el filo Mucoromycota fue más abundante en la localidad de Sani Isla, siendo menos abundante en las localidades Patasyaku, San Francisco de Asis y El Coca. Por otra parte, en la localidad de San José ambos filos se encontraron proporciones iguales con abundancias bajas. Del mismo modo, se comparó con la localidad de Limoncocha de la Provincia de Sucumbíos donde el filo Ascomycota se encontró en mayor cantidad que el filo Mucoromycota.

Los microorganismos fúngicos no clasificados se encontraron con mayor frecuencia en las localidades de Sani Isla, Patasyaku y San José.

Los valores de abundancia altos para el filo Ascomycota se registraron en las localidades de Sani Isla (41.39%) y Patasyaku (14.79%); mientras que los valores bajos se registraron en las localidades de Limoncocha (8.61%), San Francisco de Asis (6.74%), El Coca (3.18%) y San José (1.50%). El filo Mucoromycota fue el filo más abundante en la localidad de Sani Isla (9.74%), y los valores bajos se registraron en las localidades de Limoncocha (4.68%), El Coca (3.75%), San José (1.50%), Patasyaku (1.12%) y San Francisco de Asis (1.12%)., y los microorganismos fúngicos no clasificados representando el 1.87% encontrándose en las localidades de Sani Isla, Patasyaku y San José.



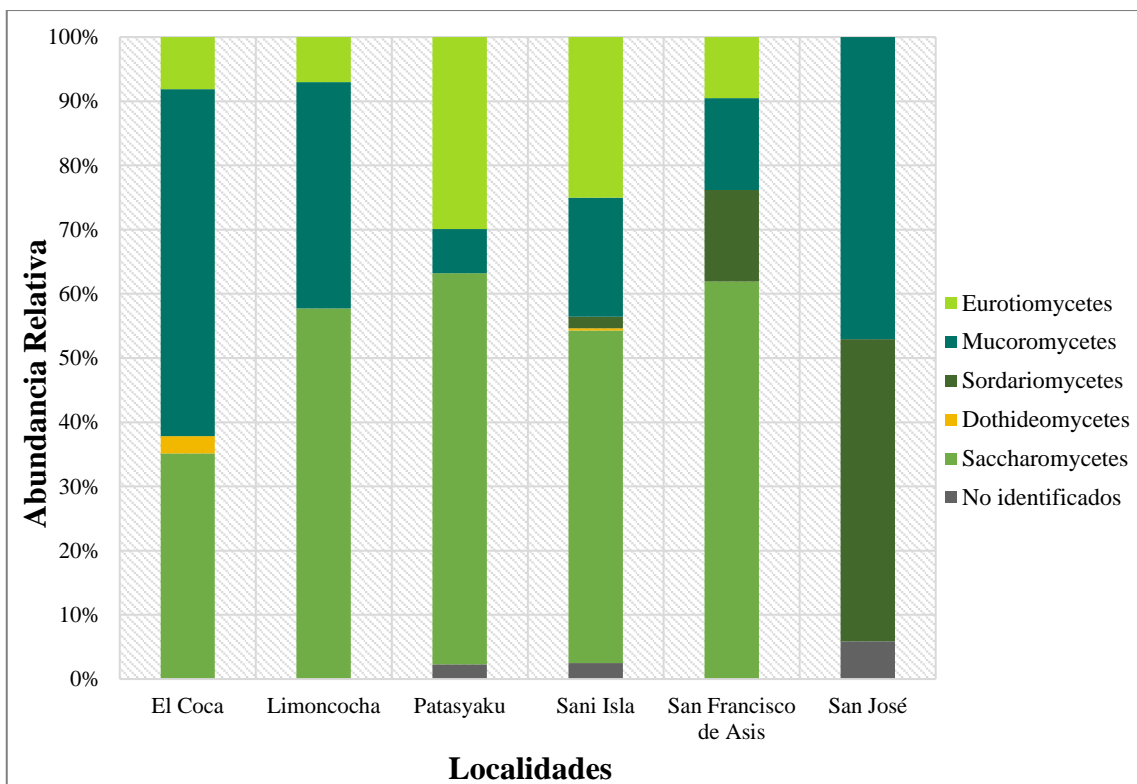
**Gráfico 1-3.** Abundancia relativa a nivel de filo de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021

A nivel de clase, cuatro estuvieron representadas en el filo Ascomycota siendo estos Saccharomycetes (52.02%), Eurotiomycetes (20.22%), Sordariomycetes (3.56%), Dothideomycetes (0.37%), y una clase representada en el filo Mucoromycota siendo esta Mucoromycetes (21.91%); y el 1.87% de los aislados no se consiguieron clasificar a nivel de clase (**Gráfico 2-3**).

Los valores de abundancia para la clase Saccharomycetes (52.06%) siendo el de mayor presencia en el presente estudio, fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani

Isla (27.15%), y valores bajos se registraron en las localidades de Patasyaku (9.93%), Limoncocha (7.68%), San Francisco de Asis (4.87%) y El Coca (2.43%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos. Por otra parte, los valores de abundancia para la clase Mucoromycetes (21.91%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (9.74%), mientras valores bajos se registraron en las localidades de Limoncocha (4.68%), El Coca (3.75%), San José (1.50%), Patasyaku (1.12%) y San Francisco de Asis (1.12%). En cambio, los valores de abundancia para la clase Dothideomycetes (0.37%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: El Coca (0.19%) y Sani Isla (0.19%). Por otro lado, los valores de abundancia para la clase Sordariomycetes (3.59%) habiéndose encontrados solo en tres localidades, fueron los siguientes: San José (1.50%), San Francisco de Asis (1.12%) y Sani Isla (0.94%). Y los valores de abundancia para la clase Eurotiomycetes (20.22%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (13.11%), y valores bajos se registraron en las localidades de Patasyaku (4.87%), Limoncocha (0.94%), San Francisco de Asis (0.75%) y El Coca (0.56%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos, y los microorganismos fúngicos no clasificados representando el 1.87% encontrándose en las localidades de Sani Isla, Patasyaku y San José.

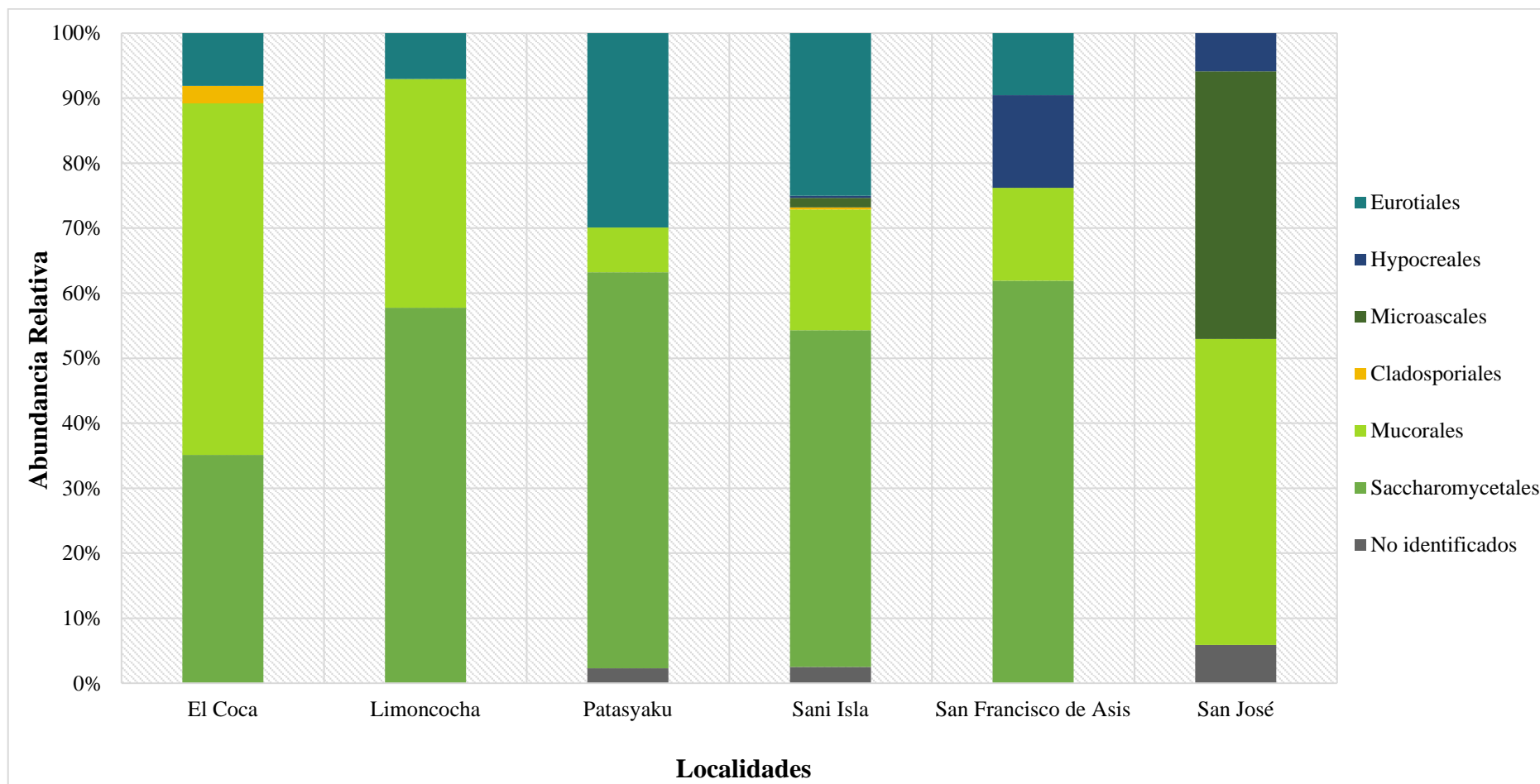


**Gráfico 2-3.** Abundancia relativa a nivel de clase de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

La composición microbiana fúngica a nivel de orden que se observa en el **Gráfico 3-3** de abundancia relativa, nos mostró que existen diversos perfiles de composición fúngica en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. Se encontraron cuatro tipos de ordenes en el filo Ascomycota siendo estos Saccharomycetales (52.06%), Eurotiales (20.22%), Microascales (2.06%), Hypocreales (1.50%), Cladosporiales (0.37%), y un orden en el filo Mucoromycota siendo este el orden Mucorales (21.91%); y el 1.87% de los aislados no se consiguieron clasificar a nivel de orden.

Los valores de abundancia para el orden Saccharomycetales (52.06%) siendo el de mayor presencia en el presente estudio, fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (27.15%), y valores bajos se registraron en las localidades de Patasyaku (9.93%), Limoncocha (7.68%), San Francisco de Asis (4.87%) y El Coca (2.43%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos. Por otra parte, los valores de abundancia para el orden Mucorales (21.91%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (9.74%), mientras valores bajos se registraron en las localidades de Limoncocha (4.68%), El Coca (3.75%), San José (1.50%), Patasyaku (1.12%) y San Francisco de Asis (1.12%). En cambio, los valores de abundancia para el orden Cladosporiales (0.37%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: El Coca (0.19%) y Sani Isla (0.19%). Por otro lado, los valores de abundancia para el orden Microascales (2.06%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: San José (1.31%) y Sani Isla (0.75%). Por otro lado, los valores de abundancia para el orden Hypocreales (1.50%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en tres localidades, fueron los siguientes: San Francisco de Asis (1.12%), San José (0.19%) y Sani Isla (0.19%). Y los valores de abundancia para el orden Eurotiales (20.22%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (13.11%), y valores bajos se registraron en las localidades de Patasyaku (4.87%), Limoncocha (0.94%), San Francisco de Asis (0.75%) y El Coca (0.56%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos, y los microorganismos fúngicos no clasificados representando el 1.87% encontrándose en las localidades de Sani Isla, Patasyaku y San José.

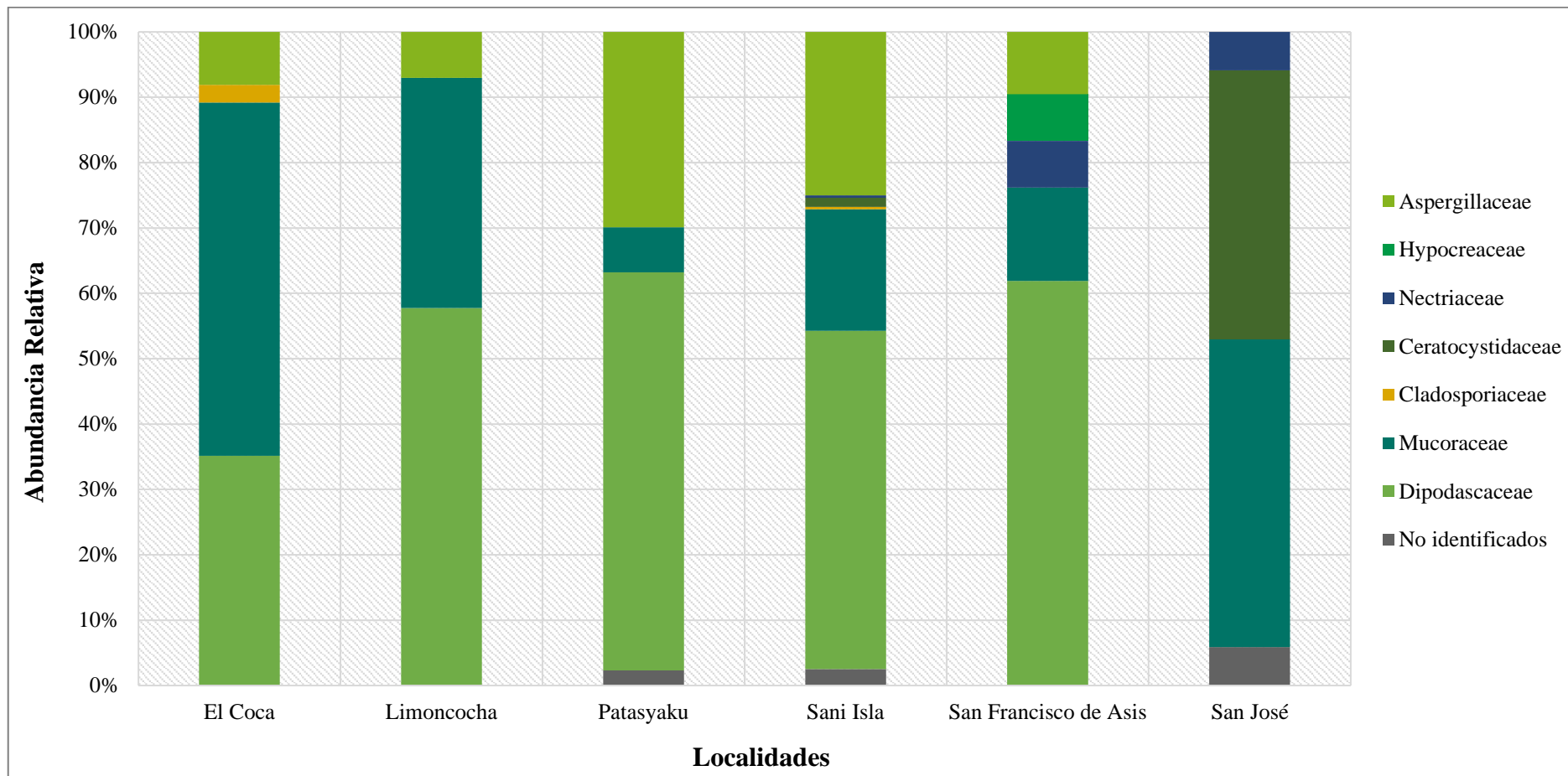


**Gráfico 3-3.** Abundancia relativa a nivel de orden de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

La composición microbiana fúngica a nivel de familia que se observa en el **Gráfico 4-3** de abundancia relativa, nos mostró que existen diversos perfiles de composición fúngica en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. Se encontraron seis familias en el filo Ascomycota siendo estos Dipodascaceae (52.06%), Aspergillaceae (20.22%), Ceratocystidaceae (2.06%) Nectriaceae (0.94%), Hypocreaceae (0.56%), Cladosporiaceae (0.37%), y una familia en el filo Mucoromycota siendo esta la familia Mucoraceae (21.91%), y el 1.87% de los aislados no se consiguieron clasificar a nivel de familia.

Los valores de abundancia para la familia Dipodascaceae (52.06%) siendo el de mayor presencia en el presente estudio, fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (27.15%), y valores bajos se registraron en las localidades de Patasyaku (9.93%), Limoncocha (7.68%), San Francisco de Asis (4.87%) y El Coca (2.43%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos. Por otra parte, los valores de abundancia para la familia Mucoraceae (21.91%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (9.74%), mientras valores bajos se registraron en las localidades de Limoncocha (4.68%), El Coca (3.75%), San José (1.50%), Patasyaku (1.12%) y San Francisco de Asis (1.12%). En cambio, los valores de abundancia para la familia Cladosporiaceae (0.37%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: El Coca (0.19%) y Sani Isla (0.19%). Por otro lado, los valores de abundancia para la familia Ceratocystidaceae (2.06%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: San José (1.31%) y Sani Isla (0.75%). Del mismo modo, los valores de abundancia para la familia Nectriaceae (0.94%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en tres localidades, fueron los siguientes: San Francisco de Asis (0.56%), San José (0.19%) y Sani Isla (0.19%). Asimismo, los valores de abundancia para la familia Hypocreaceae (0.56%) habiéndose encontrado aislados fúngicos en una localidad, fue el siguiente: San Francisco de Asis (0.56%). Y los valores de abundancia para la familia Aspergillaceae (20.22%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (13.11%), y valores bajos se registraron en las localidades de Patasyaku (4.87%), Limoncocha (0.94%), San Francisco de Asis (0.75%) y El Coca (0.56%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos, y los microorganismos fúngicos no clasificados representando el 1.87% encontrándose en las localidades de Sani Isla, Patasyaku y San José.



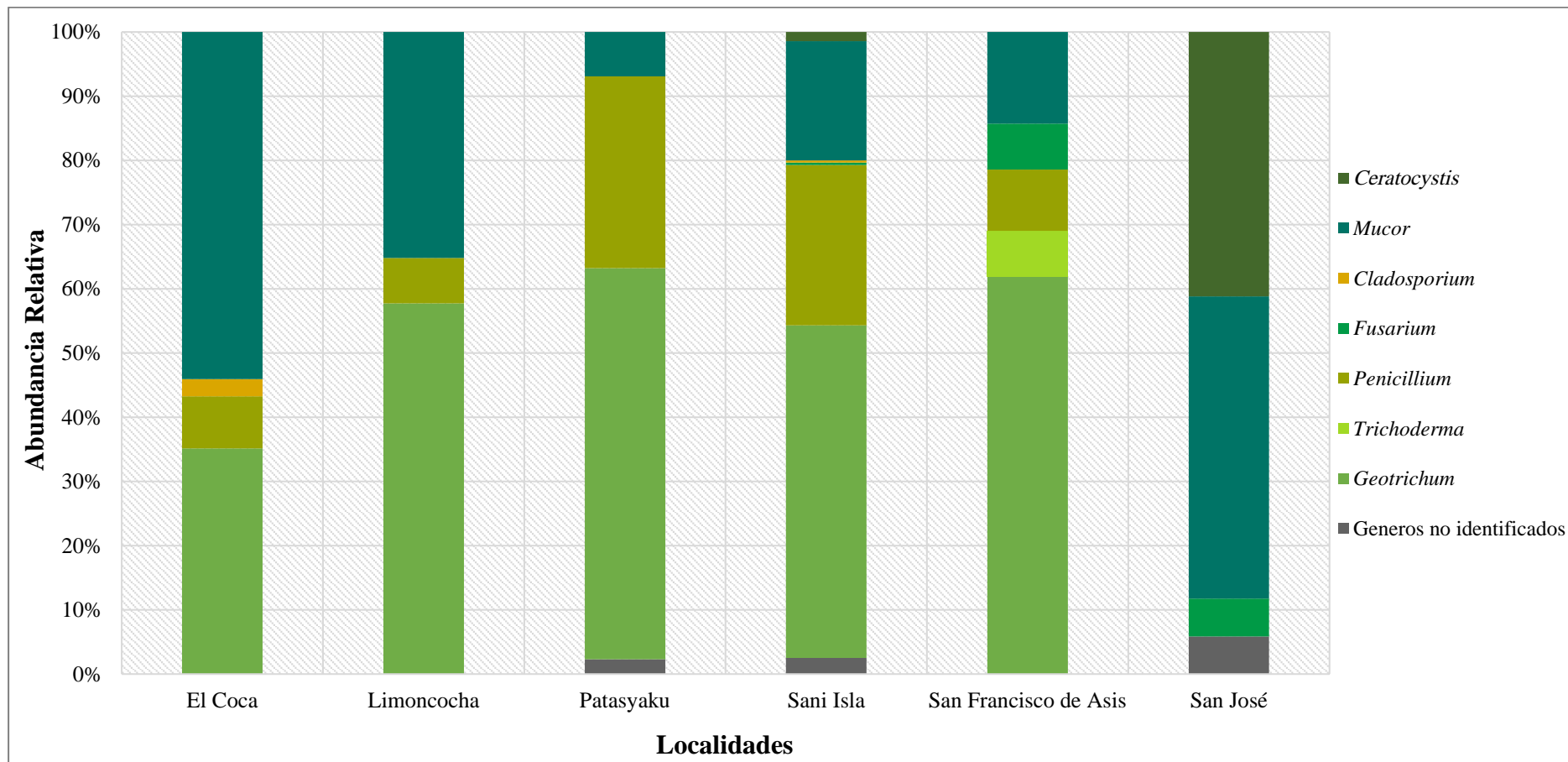
**Gráfico 4-3.** Abundancia relativa a nivel de familia de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

La composición microbiana fúngica a nivel de género que se observa en el **Gráfico 5-3** de abundancia relativa, nos mostró que existen diversos perfiles de composición fúngica en las cinco localidades de la Provincia de Orellana. Se encontraron seis géneros en el filo Ascomycota siendo estos *Geotrichum* spp. (52.06%), *Penicillium* spp. (20.22%), *Ceratocystis* spp. (2.06%), *Fusarium* spp. (0.94%) *Trichoderma* spp. (0.56%) *Cladosporium* spp. (0.37%), y un género en el filo Mucoromycota siendo este el género *Mucor* spp. (21.91%), y en menor cantidad no se identificaron algunos microorganismos fúngicos que representaron el 1.87%.

Los valores de abundancia para el género *Geotrichum* spp. (52.06%) siendo el de mayor presencia en el presente estudio, fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (27.15%), y valores bajos se registraron en las localidades Patasyaku (9.93%), Limoncocha (7.68%), San Francisco de Asis (4.87%) y El Coca (2.43%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos. Por otra parte, los valores de abundancia para el género *Mucor* spp. (21.91%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (9.74%), mientras valores bajos se registraron en las localidades de Limoncocha (4.68%), El Coca (3.75%), San José (1.50%), Patasyaku (1.12%) y San Francisco de Asis (1.12%). Asimismo, los valores de abundancia para el género *Cladosporium* spp. (0.37%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: El Coca (0.19%) y Sani Isla (0.19%). Por otro lado, los valores de abundancia para la familia *Ceratocystis* spp. (2.06%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en dos localidades, fueron los siguientes: San José (1.31%) y Sani Isla (0.75%). Del mismo modo, los valores de abundancia para el género *Fusarium* spp. (0.94%) habiéndose encontrados aislados fúngicos solo en tres localidades, fueron los siguientes: San Francisco de Asis (0.56%), San José (0.19%) y Sani Isla (0.19%). En cambio, los valores de abundancia para el género *Trichoderma* spp. (0.56%) habiéndose encontrado los aislados fúngicos en una localidad, fue el siguiente: San Francisco de Asis (0.56%). Y los valores de abundancia para el género *Penicillium* spp. (20.22%) fueron los siguientes: el valor más alto se registró en la localidad de Sani Isla (13.11%), y valores bajos se registraron en las localidades Patasyaku (4.87%), Limoncocha (0.94%), San Francisco de Asis (0.75%) y El Coca (0.56%), mientras que en la localidad de San José no hubo presencia de microorganismos fúngicos, y los microorganismos fúngicos no clasificados representando el 1.87% encontrándose en las localidades de Sani Isla, Patasyaku y San José.





**Gráfico 5-3.** Abundancia relativa a nivel de familia de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

### 3.3.2. *Diversidad de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta en relación a las cinco localidades*

La diversidad microbiana fúngica asociada a los frutos de la palma de chonta en las cinco localidades de la Provincia de Orellana fueron calculadas mediante los Índices de Diversidad (ID). La  $\alpha$ -diversidad se calculó por localidad utilizando la riqueza de especies, la diversidad de Shannon y la diversidad de Simpson con base en el número de Hill.

#### **Riqueza de especies:**

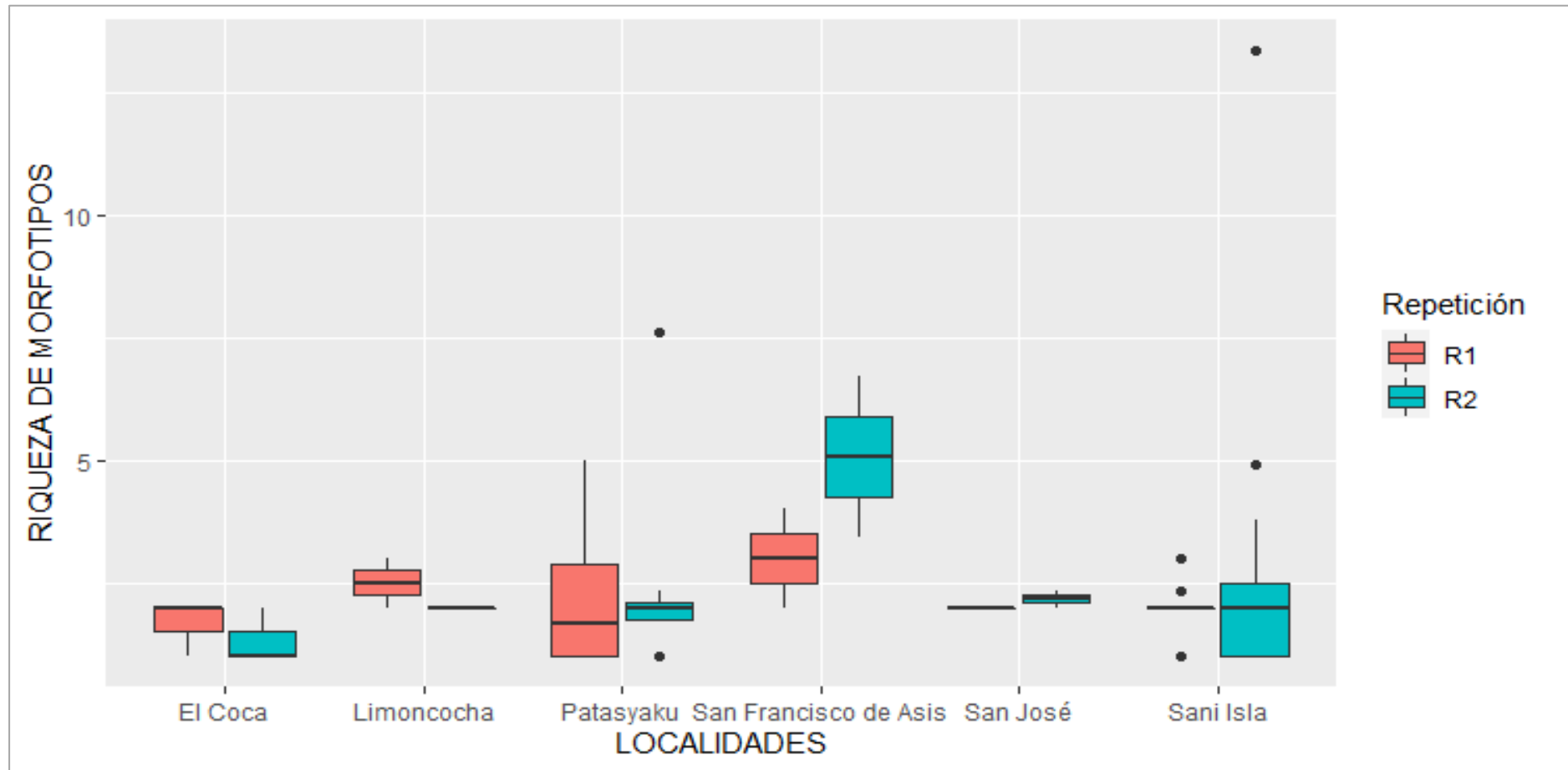
La riqueza de especies para los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de la palma de chonta mostró que la localidad de San Francisco de Asis tuvo la mayor diversidad microbiana fúngica. La riqueza de especies (RS) en San Francisco de Asis fue de  $4.04 \pm 1.98$ ; mientras que los valores de riqueza de especies para las demás localidades fueron: RS =  $2.38 \pm 1.84$  para Patasyaku; RS =  $2.30 \pm 2.04$  para Sani Isla; RS =  $2.38 \pm 0.50$  para Limonocha;  $2.08 \pm 0.17$  del 95% para San José respectivamente; mientras que la localidad de El Coca con RS =  $1.50 \pm 0.55$ , tuvo los niveles más bajos de riqueza de especies siendo la menos diversa entre las localidades (**Gráfico 6-3**). Asimismo, el test de Kruskal-Wallis corroboró esa diferencia en riqueza de especies entre localidades (**Tabla 4-3**).

**Tabla 4-3:** Test de Kruskal-Wallis para la riqueza de especies de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades.

<b>Test de Kruskal-Wallis</b>	
<b>Localidad</b>	<b>Riqueza de especies</b>
San Francisco de Asis	4.04 a <sup>1</sup>
Patasyaku	2.38 ab
Sani Isla	2.30 ab
Limoncocha	2.25 b
San José	2.08 b
El Coca	1.50 b

<sup>1</sup>Promedios con letras iguales son estadísticamente similares según el test de Kruskal-Wallis al 5%.

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021



**Gráfico 6-3.** Riqueza de especies de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

### Diversidad de Shannon:

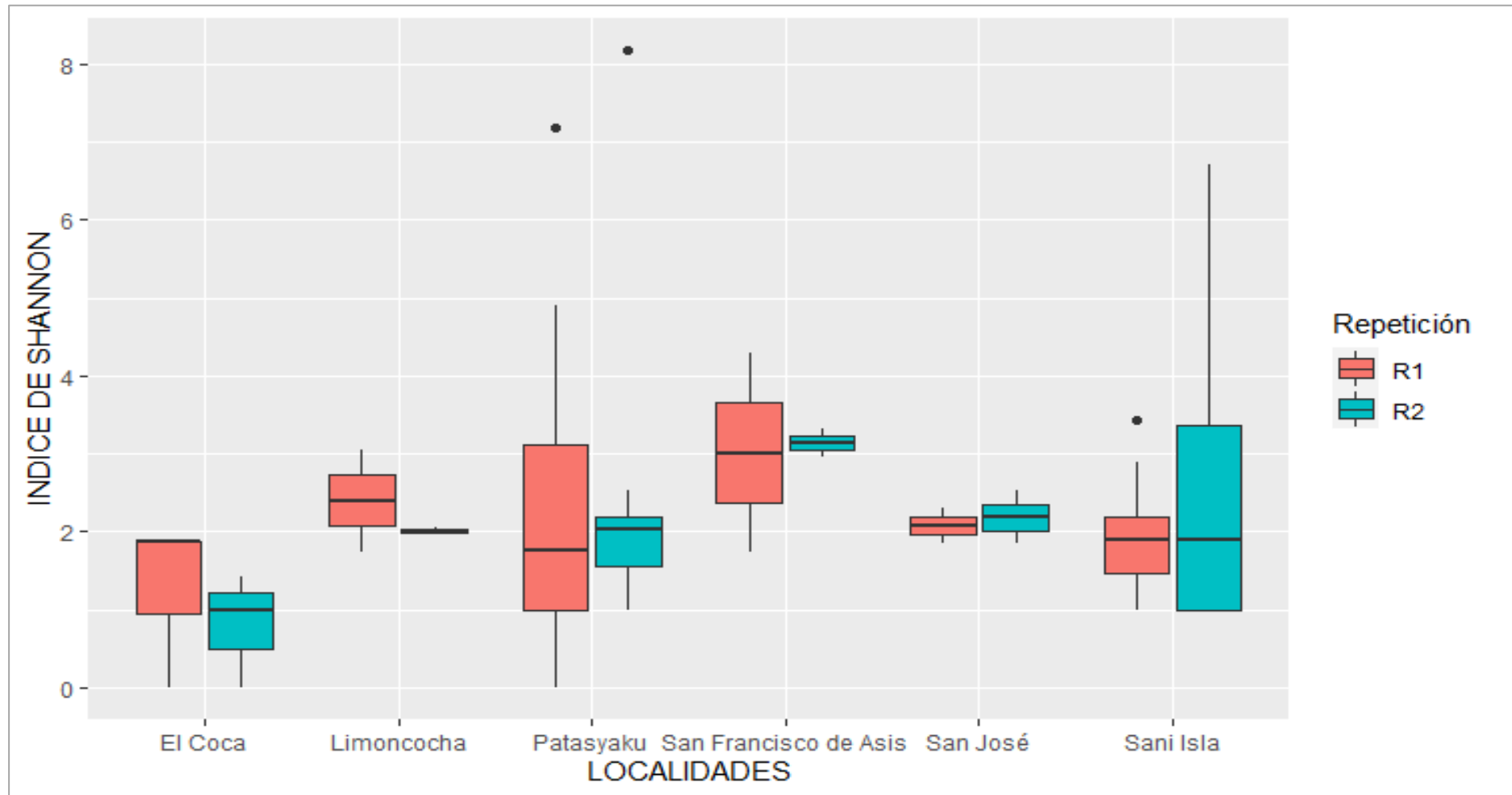
La diversidad de Shannon ( $H'$ ) calculada por localidad, mostró que San Francisco de Asis tuvo la mayor diversidad ( $H'$ ) microbiana fúngica. El valor de diversidad ( $H'$ ) para San Francisco de Asis de  $3.07 \pm 1.05$ ; mientras que los valores de diversidad de Shannon para las demás localidades fueron:  $H' = 2.54 \pm 2.29$  para Patasyaku;  $H' = 2.21 \pm 0.58$  para Sani Isla;  $H' = 2.12 \pm 0.33$  para Limonocha;  $2.10 \pm 1.15$  para San José respectivamente; mientras que la localidad de El Coca con  $H' = 1.03 \pm 0.86$ , tuvo los niveles más bajos de diversidad de Shannon siendo la menos diversa entre las localidades (**Gráfico 7-3**). Asimismo, el test de Kruskal-Wallis corroboró esa diferencia en el índice de Shannon ( $H'$ ) entre localidades (**Tabla 5-3**).

**Tabla 5-3:** Test de Kruskal-Wallis para la diversidad de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades.

<b>Test de Kruskal-Wallis</b>	
<b>Localidad</b>	<b>Índice de Shannon</b>
San Francisco de Asis	3.07 a <sup>1</sup>
Patasyaku	2.54 ab
Sani Isla	2.21 ab
Limoncocha	2.13 ab
San José	2.10 ab
El Coca	1.03 b

<sup>1</sup>Promedios con letras iguales son estadísticamente similares según el test de Kruskal-Wallis al 5%.

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021



**Gráfico 7-3.** Índice de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

### Diversidad de Simpson:

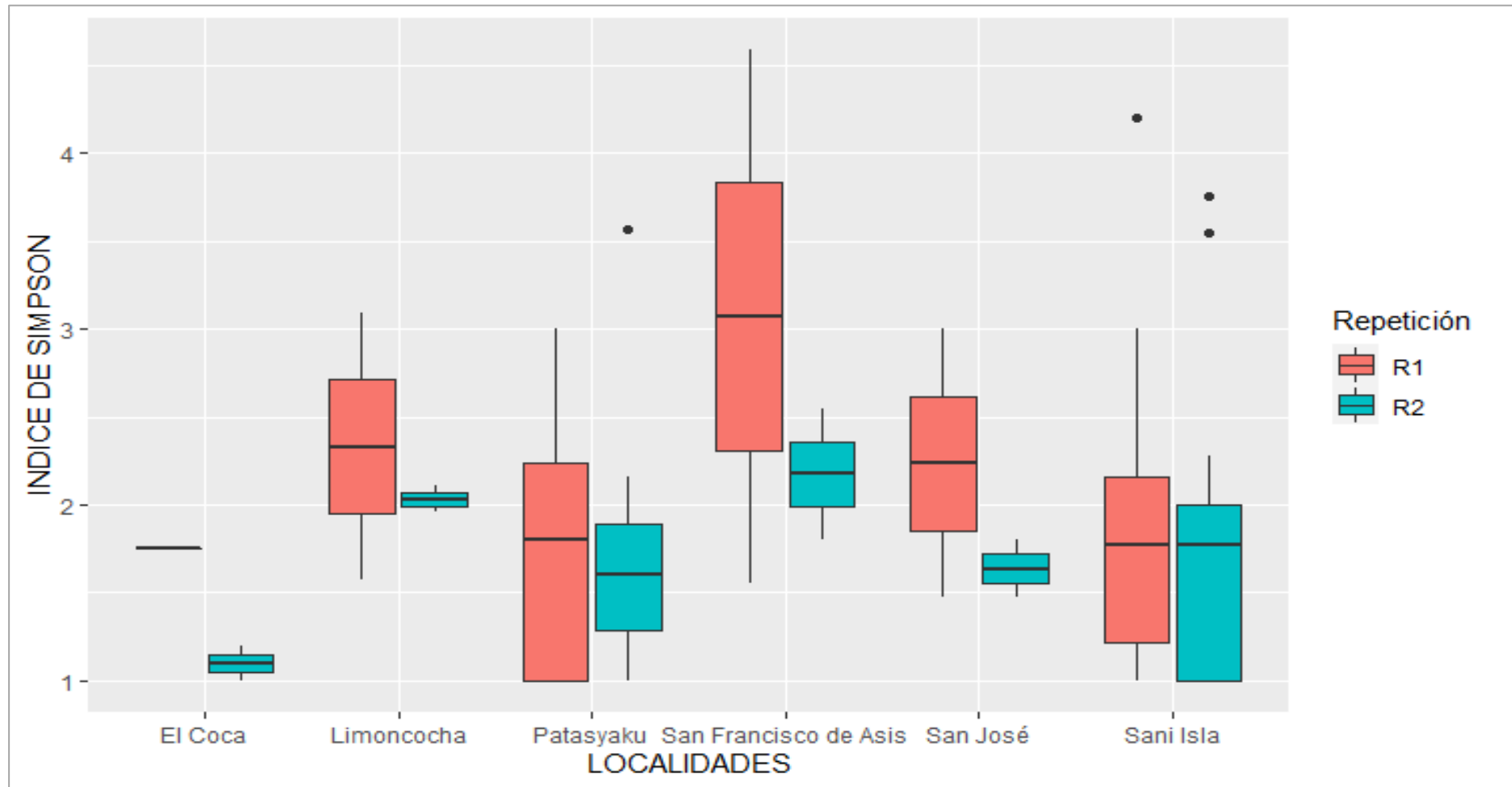
La diversidad de Simpson ( $D$ ), que es más sensible a los microbios dominantes o comunes en la comunidad, calculada para cada localidad mostró que San Francisco de Asis tuvo la mayor diversidad ( $D$ ) microbiana fúngica. El valor de diversidad de Simpson ( $D$ ) en San Francisco de Asis fue de  $2.62 \pm 1.30$ ; mientras que los valores de diversidad de Shannon para las demás localidades fueron:  $D = 2.18 \pm 0.65$  para Patasyaku;  $D = 1.94 \pm 0.73$  para Sani Isla;  $D = 1.82 \pm 0.80$  para Limonocha;  $D = 1.65 \pm 0.89$  para San José respectivamente; mientras que la localidad de El Coca con  $D = 0.95 \pm 0.79$ , tuvo los niveles más bajos de diversidad de Simpson siendo la menos diversa entre las localidades (**Gráfico 8-3**). Asimismo, el test de Kruskal-Wallis corroboró esa diferencia en el índice de Simpson ( $D$ ) entre localidades (**Tabla 6-3**).

**Tabla 6-3:** Test de Kruskal-Wallis para la diversidad de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades.

Test de Kruskal-Wallis	
Localidad	Índice de Simpson
San Francisco de Asis	2.62 a <sup>1</sup>
Patasyaku	2.18 a
Sani Isla	1.94 ab
Limoncocha	1.82 ab
San José	1.65 ab
El Coca	0.95 b

<sup>1</sup>Promedios con letras iguales son estadísticamente similares según el test de Kruskal-Wallis al 5%.

**Realizado por:** Josue Sanmiguel, 2021



**Gráfico 8-3.** Índice de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las cinco localidades de la Provincia de Orellana.

Realizado por: Josue Sanmiguel, 2021

Este es el primer estudio que se desarrolla en el Ecuador sobre la diversidad de microorganismos fúngicos asociados a los frutos de la palma de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) obtenidos en la Provincia de Orellana, con enfoque de frutos sintomáticos que presentaron necrosis, pudriciones duras, pudriciones blandas, costras, puntos hendidos, micelio negro, masa micelial blanca y moho verdoso. Se obtuvieron 534 aislados fúngicos, que se agruparon en morfotipos obteniéndose un total de 22 morfotipos, de los cuales se identificaron 18 morfotipos a nivel de género. En total se identificaron OTUs pertenecientes a 7 géneros; 17 morfotipos de microorganismos fúngicos identificados a nivel de género correspondieron al filo Ascomycota, los más representativos fueron: *Geotrichum* spp., *Cladosporium* spp., *Ceratocystis* spp., *Fusarium* spp., *Trichoderma* spp., y *Penicillium* spp.; mientras que, 1 morfotipo identificado a nivel de género corresponde al filo Mucoromycota siendo este *Mucor* spp.

Los microorganismos fúngicos identificados como *Geotrichum* spp. asociados en los frutos de palma de chonta en el presente estudio son reportados en la literatura como cosmopolitas y saprobios, mostrándose una gran variación bajo diferentes condiciones geográficas y ambientales. Como patógeno vegetal, el hongo ocasiona pudrición ácida, que es una causa importante de pérdida postcosecha de frutos cítricos y se ha informado en muchas áreas del mundo donde se cultivan cítricos, siendo su agente causal el patógeno *Geotrichum citri-aurantii* (Nakamura et al., 2008: pp.155-157; Ferraz et al., 2016: pp.72-79). Del mismo modo en los estudios similares realizados por Chen et al., (2021: pp.1-2) y Wanjiku et al., (2020: pp.6-7) menciona que asilaron *Geotrichum candidum* de frutos de aguacate, cítricos del mercado, asociando al patógeno con pudriciones ácidas responsable de pudriciones suaves en tomates, frutas y verduras. En estudios realizados por Ma et al., (2017: pp.1-7) indican una nueva enfermedad de la fresa, siendo esta la pudrición de la fruta causada por *Geotrichum candidum*, este agente causal ocasiono síntomas característicos como: el color de la fruta se volvió rojo oscuro y la superficie de la fruta se marchitó rápidamente; sin embargo, las frutas no se agrietaron, además en la superficie de la fruta, aparecieron hifas blancas en la etapa temprana y se formó una capa blanca de moho en la etapa tardía.

Los aislados fúngicos identificados como *Mucor* spp. en el presente estudio se relacionan con lo reportado por Cruz et al., (2017: pp.399-415), quienes mencionan que los hongos mucorales ocasionan pudrición blanda de frutos de papaya en precosecha y postcosecha por lo que afectan el rendimiento y la calidad de los frutos, la cual los encontraron asociados a los frutos papaya con síntomas de pudrición blanda a los patógenos identificados como: *Mucor irregulares*, *Gilbertella persicaria* y *Rhizopus oryzae* como agentes causales de la pudrición blanda. Según Jayawardena et al., (2020: pp.165-175) y Hyde et al., (2014: pp.61-64) argumentan que los hongos del género *Mucor* son saprótrofos que se pueden encontrar principalmente en el suelo o en los restos de plantas y



también se conocen como patógenos de plantas postcosecha. En el caso de la pudrición del melocotón y la nectarina, consideraron a las moscas (*Drosophila melanogaster*) y los escarabajos nitidulidos (*Carpophilus hemipterus* y *C. freemani*) como vectores efectivos, del mismo modo, se han encontrado especies de moscas de la fruta *Ceratitidis capitata*, *Dacus cucurbitae* y *Dacus dorsalis*, como vectores de *Mucor* spp. en guayaba. *Mucor circinelloides* causa pudrición en los tomates, mangos, ñame y melocotones. *Mucor hiemaliscan* puede ser patógeno en guayabas, zanahorias y yuca. *Mucor piriformis* es un patógeno destructivo de las fresas frescas y una de las principales causas de pudrición de peras, manzanas, melocotones, nectarinas y tomates almacenados en frío.

En el presente estudio se encontraron microorganismos fungosos del género *Penicillium* spp. asociados a los frutos de palma de chonta. Según Chen et al., (2021: p.1), Hernández et al., (2020: p.2), Guédez et al., (2014: p.82) y Parafati et al., (2016: p.87) informan que las enfermedades comunes de los cítricos, mango, guanabana y otros frutos tropicales-subtropicales en postcosecha incluyen moho verde, moho azul que ocasionan síntomas de pudrición, siendo los agentes causales *Penicillium italicum*, *Penicillium digitatum* y *Penicillium chrysogenum*, los causantes de enfermedades postcosecha de mayor importancia económica en estos frutos.

Los microorganismos fungosos del género *Ceratocystis* spp. encontrados en el presente estudio son reportados en la literatura incluyendo a varias especies consideradas patógenas en diferentes hospedadores de importancia económica. Por ejemplo, *C. paradoxa* es un patógeno en *Cocos nucifera* (coco), *Musa acuminata* (banano), *Saccharum officinarum* (caña de azúcar), *Elaeis guineensis* (palma de aceite), *Ananas comosus* (piña), entre otros, este patógeno provoca pudrición basal, amarillamiento de los folíolos del pecíolo, secado y rotura de hojas, reduciendo consecuentemente el soporte de racimos provocando la caída de frutos inmaduros o muerte de la planta, puede dispersarse por la lluvia, el viento, los insectos o por lesiones y herramientas utilizadas para cosechar, cultivar o erradicar plantas enfermas (Nascimento et al., 2020: pp.236-237; Marin et al., 2017: p.127; de Melo, 2016: pp.258-262; & Medeiros, 2015: pp.8-10).

Por consiguiente, en el presente estudio se encontró a este microorganismo fúngico: *Ceratocystis* spp., asociado a las pudriciones blandas o suaves lo que coincide con las investigaciones informadas por Crane (2016: p.4), Pena (2000: p.75) y CORPOICA (1996: p.10) reportando al generó *Ceratocystis* spp. como causante de la pudrición negra (suave o blanda) de frutos de palma de chonta en postcosecha. Del mismo modo, en estudios realizados en el estado de Rio de Janeiro de Brasil, se ha informado que los frutos de coco son susceptibles a *Ceratocystis paradoxa* en el campo y en postcosecha, por tal razón, al ser la palma de coco y la palma de chonta de la familia

Arecaceae existe una alta probabilidad de que este patógeno esté asociado a las pudriciones suaves manifestadas en los diferentes fenotipos de frutos de chonta, además, añaden que este patógeno provoca sangrado del tallo, pudrición basal del fruto y pudrición interna postcosecha en cocos inmaduros, y argumentan que recientemente se ha encontrado el patógeno en la savia de los cocoteros infectados, siendo quizás una de las vías que utiliza el hongo para ingresar al interior del fruto con manifestación posterior de pudrición interna postcosecha, sin síntoma externo aparentemente (Santos et al., 2017: pp. 269-273; Pinho et al., 2013: p.152). Asimismo, Carvalho (2011: pp.32-38) informa que el coleóptero *Rhynchophorus palmarum* actúa como vector del hongo *Thielaviopsis paradoxa* (teleomorfo) (anamorfo: *Ceratocystis paradoxa*) en el cultivo de coco. Debido a que se ha reportado este patógeno en otros cultivos de la misma familia de la palma de chonta, sería interesante investigar el papel de algunos insectos principalmente del orden coleóptera que podrían estar asociados y ser transmisores potenciales de este patógeno a los frutos de chonta.

El género *Fusarium* spp. encontrado en los frutos de palma de chonta en el presente estudio, se ha reportado en estudios similares realizados en frutos sintomáticos de papaya. Según Álvarez et al., (1987: pp.683-684) manifiestan que la pudrición por *Fusarium* ocasiona pequeñas lesiones secas en la superficie del fruto de papaya que luego se cubren con una estera micelial blanca y bastante compacta, siendo el patógeno identificado como *Fusarium solani*, asimismo, argumentan que esta enfermedad ocurre esporádicamente en la fruta después de la cosecha. Por otro lado, Hyde et al., (2014: pp.55-59) mencionan que el género *Fusarium* incluye una serie de especies que son patógenos vegetales muy importantes. También hay muchas especies que aparentemente son endofíticas en plantas, así como especies que son saprobios en el suelo y en la materia orgánica. Otras especies de *Fusarium* causan pudrición del tallo y la mazorca en el maíz y el sorgo, enfermedades de cancro en plantas leñosas y enfermedades de la raíz y la corona en un amplio espectro de especies de plantas.

En el presente estudio también se encontraron microorganismos fúngicos asociados a los frutos de la palma de chonta como el género *Cladosporium* spp. Según Jayawardena et al., (2020: p.135) Marin et al., (2017: p.135) y Bensch et al., (2012: pp.15-17) manifiestan que las especies de *Cladosporium* tienen un rango ecológico extremadamente amplio, y se encuentran en todo tipo de sustratos y en una amplia gama de huéspedes, ya sea biotróficamente o en tejidos muertos o senescentes. Asimismo, argumentan que el género *Cladosporium* incluye muchos patógenos importantes que causan manchas foliares, tizón de las hojas, decoloraciones, necrosis o síntomas de agujeros de perdigones en tallos y frutos, pudriciones, encontrándose en una amplia gama de plantas hospedantes, incluidas Asparagaceae, Asteraceae, Fabaceae, Myrtaceae, Orchidaceae,

Poaceae, Solanaceae y Vitaceae. Algunas especies pueden ser hiperparásitos de insectos y hongos. En estudios realizados en frutos de tomate por Encina et al., (2009: pp.1-3) aislaron hongos del género *Cladosporium* de la superficie de los frutos de tomate, identificándolos como *C. cladosporioides* y *C. sphaerospermum* que ocasionan pudrición en el tomate.

Por otro lado, se encontraron microorganismos fúngicos del género *Trichoderma* spp. asociados a los frutos de palma de chonta, algunas de las especies de *Trichoderma* son reportados en la literatura como antagonistas o parásitos de hongos fitopatógenos, además tienen la capacidad de invadir y establecerse dentro de las plantas sanas como oportunistas, simbiontes avirulentos viviendo como un aliado endofítico dentro de la albura, las hojas y la raíz (Samuels et al., 2015: pp.1-2). En el estudio similar realizado por Dávila (2015: pp.33-36) encontró hongos del género *Trichoderma* asociados a lesiones foliares en naranjilla, identificándolos con técnicas moleculares como *Trichoderma asperellum*, que es un hongo filamentoso del suelo, usado ampliamente en el mundo como un agente muy eficiente para el control de diversos fitopatógenos. Así como también el género *Trichoderma* spp. fueron encontrados de manera saprófita en restos de racimos de frutos vacíos de la palma aceitera (Sapareng et al., 2018: p.136).

De todos microorganismos fúngicos aislados en el presente estudio de los diferentes fenotipos “Rojo-Rojo oscuro, Amarillo vivo, Amarillo Anaranjado” encontrados en los frutos de la palma de chonta sintomáticos, los hongos de los géneros: *Geotrichum* spp., *Mucor* spp., *Penicillium* spp., *Ceratocystis* spp., *Cladosporium* spp., están asociados a pudriciones blandas o suaves, pudriciones ácidas, recubriendo los frutos con masa micelial blanca, moho verdoso y micelio negro, lo cual coincide con la sintomatología previamente descrita para las frutas de aguacate, cítricos, papaya, coco, chonta, guanábana, mango, piña, guayaba, tomate, entre otras frutas; y el género *Fusarium* spp. está asociado a pudriciones duras o secas en los frutos coincidiendo con la sintomatología descritas en frutos de papaya, por otro lado el género *Trichoderma* spp. encontrado en los frutos de chonta posiblemente tenga un papel de carácter endófito o saprófito. Este constituiría probablemente el primer reporte de patógenos asociados a pudriciones suaves o blandas, pudriciones duras o secas y pudriciones ácidas en los frutos de chonta, asimismo, se considera que son necesarias pruebas de patogenicidad para comprobar esta sintomatología que son producidos por los patógenos anteriormente mencionados.

## CONCLUSIONES

1. Las manifestaciones sintomatológicas de los fenotipos rojo-rojo oscuro, amarillo vivo y amarillo anaranjado encontrados de los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) fueron necrosis del mesocarpo y de la bráctea, con costras y puntos negros hendidos. En la corteza se presentó una pudrición seca con costras negras, y manchas de color café claro. En el mesocarpo se observó una pudrición blanda-acuosa con mal olor y presencia de micelio blanco tanto en la epidermis y mesocarpio; además se observó un moho verde oscuro recubriendo a las costras negras.
2. Los microorganismos fúngicos aislados de los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) agrupados por morfotipos fueron identificados y caracterizados culturalmente y morfológicamente correspondieron a los siguientes géneros: *Geotrichum* spp., *Mucor* spp., *Penicillium* spp., *Cladosporium* spp., *Fusarium* spp., *Trichoderma* spp. y *Ceratocystis* spp.
3. Se encontró diferentes taxones con abundancia relativa diferentes, hallándose al género *Geotrichum* spp. (52.06%) con mayor frecuencia, luego le siguieron los géneros *Mucor* spp. con el 21.91% y *Penicillium* spp. con el 20.22% respectivamente. En menor proporción aparecieron aislados de los géneros *Ceratocystis* spp. (2.06%), *Fusarium* spp. (0.94%), *Trichoderma* spp. (0.56%) y *Cladosporium* spp. (0.37%); y los géneros no identificados representaron el 1.87%.
4. La diversidad fúngica entre las localidades fue diferente, mostrando la localidad de San Francisco de Asis la más diversa de microorganismos fúngicos, de acuerdo a la riqueza de especies (RS), diversidad de Shannon ( $H'$ ) y diversidad de Simpson (D), y la menos diversa fue la localidad de El Coca.

## RECOMENDACIONES

1. Realizar pruebas de patogenicidad para comprobar esta sintomatología ocasionada por los microorganismos fúngicos encontrados en la presente investigación.
2. Hacer análisis moleculares y filogenéticos de los microorganismos fúngicos encontrados en los frutos de palma de chonta para una identificación a nivel de especie.
3. Investigar el papel de algunos insectos principalmente del orden coleóptera que podrían estar asociados y ser transmisores potenciales de *Ceratocystis* spp. a los frutos de palma de chonta.
4. Estudiar cuales factores están asociados a esa mayor diversidad fúngica en las diferentes localidades como el suelo, el clima y los diferentes fenotipos que pueden estar influenciado esa diversidad fúngica entre las localidades.

## GLOSARIO DE TÉRMINOS

**Acropetal:** Hacia arriba desde la base hasta el ápice de un brote de una planta; en los hongos, la producción de esporas en sucesión en la dirección del ápice de modo que la espora apical sea la más joven. Sin. de acropetalo/la. (D'Arcy et al., 2001: p.1).

**Aislamiento:** Proceso que se sigue para la obtención de un hongo u otro organismo en cultivo puro (Ulloa et al., 2006: p.14).

**Aleuriospora:** Espora de reproducción asexual, que se origina por hinchamiento de una célula terminal o lateral de una hifa; característica de unos hongos conidiales, tales como los géneros *Chalara*, *Humicola* y *Nigrospora*. Sin. de aleurioconidio/a. (Ulloa et al., 2006: p.15)

**Amerindio:** Que pertenece a uno de los pueblos que habitaba el continente americano con anterioridad a la llegada de los europeos (Oxford Languages).

**Antagonismo:** Relación entre dos especies de organismos contrarios, en la cual uno de los dos afecta la vida del otro, ya sea inhibiendo parcialmente o totalmente su crecimiento o incluso matándolo (Ulloa et al., 2006: p.26).

**Artroconidio/a:** Tipo de conidio holoártico que se caracteriza por la conversión de un elemento hifal preexistente, de crecimiento determinado, que se desprende por desarticulación, como ocurre en *Geotrichum*. Sin. de artrospora. (Ulloa et al., 2006: p.37).

**Artrospora:** Espora que resulta de la fragmentación de una hifa; en la terminología actual de la ontogenia conidial, las artrosporas se denominan conidios holoarticos. Sin. de artroconidio/a. (Ulloa et al., 2006: p.37).

**Aterciopelada/do:** Se aplica a las plantas, órganos, etc., cuya superficie está cubierta de pelo tupido y corto, fino y brillante, como terciopelo (Pío Font Quer, 2010: p.107).

**Basípeta/to:** Se refiere a lo que se desarrolla desde el ápice hacia la base, es decir, que el grado de crecimiento es tanto mayor más alejado se encuentra de la base (Ulloa et al., 2006: p.53).

**Biverticilado:** Ramificado en dos niveles, es decir, con métulas y fiálides, como los conidióforos de algunas especies de *Penicillium* (Ulloa et al., 2006: p.61).

**Biótrofo/fa, Biotrófico/ca:** Parásito que puede crecer y esporular solo a expensas de las células vivas del hospedante (Ulloa et al., 2006: p.58).

**Cancro:** Una enfermedad de las plantas caracterizada (en plantas leñosas) por la muerte del tejido del cambium y pérdida y / o malformación de la corteza, o (en plantas no leñosas) por la formación de lesiones localizadas necróticas, secas y delineadas en el tallo; El término cancro también se puede usar para referirse a la lesión en sí, particularmente en plantas leñosas (D'Arcy et al., 2001: p.1).

**Caracterización:** La caracterización es un tipo de descripción cualitativa que puede recurrir a datos o a lo cuantitativo con el fin de profundizar el conocimiento sobre algo. Para cualificar ese algo previamente se deben identificar y organizar los datos; y a partir de ellos, describir (caracterizar) de una forma estructurada; y posteriormente, establecer su significado (sistematizar de forma crítica) (Sánchez, 2011: p.189).

**Célula conidiógena:** En los hongos conidiales se refiere a una célula fértil, especializada en la producción de conidios (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

**Cenocítica/co:** Aseptado; talos cuyos núcleos están contenidos en un citoplasma común, continuo, sin estar separados por paredes o septos transversales (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

**Cespitoso/sa:** Dícese de la planta capaz de formar césped; tratándose de gramíneas o de especies gramonoides, las vivaces o perennes que amacollan mucho y, creciendo muy próximas, llegan a cubrir o encespedar extensiones más o menos grandes de terreno (Pío Font Quer, 2010: p.212).

**Clamidospora:** Espora asexual en reposo de pared gruesa o de doble pared formada a partir de células hifas (terminales o intercalares) o por transformación de células conidiales que pueden funcionar como una etapa de hibernación (D'Arcy et al., 2001: p.1).

**Columela, Columella:** Estructura o tejido estéril de soporte, a menudo columnar, que se presenta en el interior de algunos tipos de esporangios u otros fructificaciones; frecuentemente es una extensión del pedicelo que halla rodeada por tejidos esporíferos (Ulloa et al., 2006: p.113).

**Conidio:** Es una espora fúngica asexual nucleada, inmóvil que se desarrolla externamente o se libera de la célula que la formó (D'Arcy et al., 2001: p.1).

**Conidióforo:** Hifa simple o ramificada, que esta morfológicamente y/o fisiológicamente

diferenciada de una hifa somática para producir y portar conidios; estos generalmente se encuentran sobre células conidiógenas especializadas, las cuales se pueden disponer de diversas maneras (Ulloa et al., 2006: p.121).

**Divergente:** Tipo de rama himenífera en el que hay una zona central de hifas (capa media) de la que divergen oblicuamente dos hileras de células (los estratos laterales) (Ulloa et al., 2006: p.164).

**Dendrítico/ca:** De o relativo a un árbol, con ramas parecidas a las de un árbol. También se dice dendoide y dendromorfo (Ulloa et al., 2006: p.148).

**Desinfectación:** Que desinfecta o es capaz de desinfectar. Agente químico o físico que destruye los microorganismos infecciosos o patógenos (Ulloa et al., 2006: p.152).

**Endocarpio:** La capa interna de la pared de una fruta (D'Arcy et al., 2001: p.2).

**Endoconidio/a:** Un conidio producido en el interior de un conidióforo o célula conidiógena (D'Arcy et al., 2001: p.2).

**Endófito/ta:** Hongo que vive dentro de tejidos vegetales sin mostrar signos externos de su presencia, como ciertos parásitos fúngicos de pastos, los cuales son tóxicos para los alimentos que se alimentan (Ulloa et al., 2006: p.77).

**Epidermis:** La capa superficial de las células de las hojas y otras partes de la planta (D'Arcy et al., 2001: p.2).

**Escaldadura:** Nombre vulgar con que se designan los síntomas o efectos de ciertas enfermedades, cuando los órganos afectados aparecen como escaldados con agua hirviendo (Pío Font Quer, 2010: p.394).

**Especie:** Es la limitación de lo genérico en un ámbito morfológicamente concreto. La determinación de los límites específicos es puramente subjetiva y, por tanto, expuesta a las modalidades de la interpretación personal (Pío Font Quer, 2010: p.405).

**Esporangióforo:** Hifa especializada que produce y soporta uno más esporangios (Ulloa et al., 2006: p.205).

**Esporangio:** Estructura de diversas formas según las especies, que produce esporas endógenas



de origen asexual; todo el contenido protoplasmático de un esporangio se convierte en un número indefinido de esporas, ya sean aplanosporas o zoosporas, dependiendo de las especies (Ulloa et al., 2006: p.204).

**Esporangiospora:** Espora producida en un esporangio en cualquiera de sus modalidades; pueden ser inmóviles (aplanosporas) o flageladas y móviles (zoosporas) (Ulloa et al., 2006: p.206).

**Espora:** Pequeña unidad de propagación, unicelular o multicelular, asexual o sexual, móvil o inmóvil, que es capaz de originar un nuevo individuo (Ulloa et al., 2006: p.202).

**Exocarpo:** Dícese de la capa externa, que suele corresponder a la epidermis externa o inferior a la hoja carpelar (Pío Font Quer, 2010: p.448).

**Fenotipo:** Tipo de organismo en cuanto a sus caracteres sensibles, apreciables directamente por nuestros sentidos, que son producidos por la interacción del individuo dentro del medio ambiente que se desarrolla (Pío Font Quer, 2010: p.462).

**Fiálide:** Tipo de célula conidiógena, de forma de botella que producen conidios blásticos (fialoconidios o fialosporas) en sucesión basípeta a partir de un locus (monofiálide; con una abertura) o varios loci (polifiálide) sin que haya aumento de la longitud de la fiálide misma (Ulloa et al., 2006: p.236).

**Fialídico:** Tipo de conidiogénesis en que cada conidio (fialoconidio o fialospora) se origina de un nuevo material para la pared celular, no a partir de las paredes celulares ya existentes en la célula conidiógena (Ulloa et al., 2006: p.236).

**Fialospora:** Espora de reproducción asexual formada por abstricción en el ápice de la fiálide; se aplica principalmente a los estados conidiales y espermaciales de hongos (Ulloa et al., 2006: p.202).

**Hialino:** Transparente o casi; translúcido; utilizado a menudo en el sentido de incoloro (D'Arcy et al., 2001: p.2).

**Hifa:** Filamento tubular que representa la unidad estructural (Talo) de la mayoría de los hongos (Ulloa et al., 2006: p.286).

**Holoblástico:** Pertenciente o relativo a blástico. Tipo de desarrollo conidial a partir de una

porción de célula conidiógena en el que el primordio del conidio sufre un notorio agrandamiento antes que dicho primordio sea delimitado por un septo (Ulloa et al., 2006: p.298).

**Macroconidios:** Conidio o espora de reproducción asexual, encurvado y sigmoide, que se distingue del microconidio tanto por su mayor tamaño como por ser multicelular (Ulloa et al., 2006: p.352).

**Macronematoso:** Se dice de un conidióforo especializado, que se distingue morfológicamente de las hifas asimilativas en el resto de micelio (Ulloa et al., 2006: p.352).

**Mellado:** Que carece de uno o varios dientes (Oxford Languages).

**Mesocarpo:** Es la parte media comprendida entre el epicarpo y el endocarpo. Corresponde al mesofilo de la hoja carpelar (Pío Font Quer, 2010: p.702).

**Métula:** Ramita del conidióforo que origina fiálides o células conidiógenas, como se presentan en los géneros *Penicillium* y *Gliocladium*. También denomina profiálide, puesto que se halla debajo de la fiálide (Ulloa et al., 2006: p.363).

**Moho:** Una fina capa de crecimiento micelial y esporas en la superficie de las partes de la planta infectadas (D'Arcy et al., 2001: p.3).

**Micelio:** Conjunto o masa de hifa que constituye el cuerpo vegetativo o talo del hongo (Ulloa et al., 2006: p.364).

**Microconidos:** Conidio pequeño, generalmente unicelular. En los hongos conidiales los conidios funcionan como esporas asexuales (Ulloa et al., 2006: p.376).

**Micronematoso/sa:** Conidióforo que no se distingue morfológicamente de las hifas en el resto del micelio (Ulloa et al., 2006: p.377).

**Monofialídico/ca:** Se aplica a una fiálide (célula conidiógena) que tiene un solo sitio o locus a través del cual se producen los conidios. Sin. monofiálide. (Ulloa et al., 2006: p.352).

**Monoverticilado:** Conidióforo que estricta o predominantemente tiene un solo punto de ramificación entre el pedicelo y la cadena de conidios, es decir porta un verticilo de fiálides, las cuales nacen directamente del pedicelo; muy raramente las fiálides nacen de métulas en algunas

especies (Ulloa et al., 2006: p.388).

**Necrosis:** Muerte de las células, en totalidad o en parte; muerte de grupos celulares más o menos extensos de un organismo (Pío Font Quer, 2010: p.742).

**Neotropical:** Reino floral en el que se quedan incluidos los países tropicales y subtropicales de América (Pío Font Quer, 2010: p.462).

**Parásito/ta:** Organismos que deriva su alimento de otro organismo, ya sea una planta, un animal o un hongo; si el parásito invade y causa enfermedad se considera como patógeno (Ulloa et al., 2006: p.422).

**Penicillus/penicilo:** Cabeza conidial de forma de pincel, constituida por un conidióforo o pedicelo que soporta un racimo de células conidiógenas (fiálides), y que también puede tener otros elementos (ramas y métulas), dependiendo de las especies (Ulloa et al., 2006: p.428).

**Peritecios:** Ascomycetes. Tipo de ascocarpo, formado por desarrollo ascohimial, en el que las ascas están arregladas en un fascículo o himenio y rodeada por una pared distintiva (Ulloa et al., 2006: p.433-434).

**Polifiálide:** Célula conidiógena, en forma de botella, que produce fialoconidos (fialospora) a través de varias aberturas que se forman en sucesión sincrónica o simpodial irregular en la pared celular (Ulloa et al., 2006: p.451).

**Ramoconidio:** Rama intercalar o apical de un conidióforo, que al desprenderse funciona como un conidio, como ocurre en algunas especies del género *Cladosporium* (Ulloa et al., 2006: p.478).

**Raza:** En su sentido corriente, los descendientes de un antepasado común, los del mismo linaje (Pío Font Quer, 2010: p.933).

**Saprobio/a:** Organismos que se desarrolla sobre un ser orgánico muerto o sobre sustancias orgánicas, y utiliza estos sustratos como alimento (Ulloa et al., 2006: p.495).

**Saprótrofo/fa:** Que vive y obtiene su alimento a partir de materia orgánica muerta. Este término es preferible a saprófito cuando se refiere a hongo, considerando que no son plantas (Ulloa et al., 2006: p.495).

**Síntoma:** Reacciones o alteraciones internas o externas que sufre una planta como resultado de su enfermedad (Peña et al., 2015: p.11).

**Sintomatología:** Parte de la patología vegetal que estudia los síntomas de las enfermedades, así como la etiología estudia sus causas (Pío Font Quer, 2010: p.1003).

**Signo:** Características de un patógeno o sus partes o productos que se observan sobre una planta hospedante (Peña et al., 2015: p.11).

**Sinema:** Racimo compacto de conidióforos erectos que portan conidios en el ápice y algunas veces a lo largo de los lados; los conidióforos iniciales pueden o no estar unidos lateralmente (Ulloa et al., 2006: p.512).

**Sotobosque:** Vegetación arbustiva, que se cría en el bosque y que alcanza menor altura que su arbolado (Pío Font Quer, 2010: p.1012).

**Talo:** Cuerpo vegetativo o soma de un hongo. El talo puede ser unicelular, multicelular, o dimórfico, según las especies o las fases del ciclo de vida y las condiciones en el medio que se desarrolle (Ulloa et al., 2006: p.525).

**Terverticilado:** También llamado triverticilado; se dice de un penicilo que tiene una ramificación en tres niveles, decir, que su fiálides siempre nacen de métulas, u las métulas nacen generalmente de ramas terminales de conidióforo bien definido (Ulloa et al., 2006: p.531).

**Tizón:** También llamado tizoncillo; designan a enfermedades muy diversas que provocan quemaduras (necrosis) en las plantas (Pío Font Quer, 2010: p.1049).

**Verticilado/da:** Tipo de ramificación en el que las ramas (pedicelos, métulas, fiálides, etc.) nacen un mismo nivel en la hifa o soporte (esporangióforo, conidióforo, etc.) y crecen oblicuamente hacia arriba con respecto al eje central (Ulloa et al., 2006: p.352).

**Zigospora:** Espora sexual y de resistencia formada por la fusión de dos gametangios morfológicamente semejantes (Peña et al., 2015: p.13).

## BIBLIOGRAFÍA

**ABASTABAR, M.; MIRHENDI, H.; HEDAYATI, M. T. et al.** “Genetic and Morphological Diversity of the Genus *Penicillium* From Mazandaran and Tehran Provinces, Iran”. *Jundishapur Journal of Microbiology* [en línea], 2016, (Irán) 9(1), pp.1-7. [Consulta: 15 mayo 2021]. PMID 27099684. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4833887/>

**ALFENAS, A.C; & MAFIA, R.G.** *Métodos de Fitopatología*. 2ª Ed. Universidad Federal de Viçosa. Viçosa, Brasil: Editora UFV, 2016, pp. 59-63

**ÁLVAREZ, Anne; & NISHIJIMA, Wayne.** “Postharvest diseases of papaya”. *The American Phytopathological Society* [en línea], 1987, (United States of America) 71(8), pp. 681-686. [Consulta: 9 junio 2021]. Disponible en: [https://www.apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1987Articles/PlantDisease71n08\\_681.pdf](https://www.apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1987Articles/PlantDisease71n08_681.pdf)

**AMORIN, Lilian; MARQUES REZENDE, Jorge; & BERGAMIN FILHO, Armando.** *Manual de Fitopatología: Volumen 1 Princípios e Conceitos*. 5ª Ed. São Paulo, Brasil: Editora Agronômica Ceres Ltda, 2018, ISBN: 978-85-318-0058-6, pp. 313-3121.

**BAI, F.; YAO, S.; CAI, C. et al.** “*Mucor rongii* sp. nov., a New Cold-Tolerant Species from China”. *Current Microbiology* [en línea], 2021, (China) 78, pp. 2464-2469. [Consulta: 21 abril 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s00284-021-02494-w>

**BALMAS, V.; SANTORI, A., & CORAZZA, L.** “Le specie di *Fusarium* piú comuni in Italia”. Sugerimenti per il loro riconoscimento. Istituto Sperimentale per la Patologia Vegetale. *Petria Giornale di Patologia delle Piante*, vol.10, n°1 (2000), (Italia) pp. 1-60.

**BENSCH, K.; BRAUN, U.; GROENEWALD, J.Z. et al.** “The genus *Cladosporium*”, *Studies in Mycology* [en línea], 2012, (Netherlands) 72, pp. 1-401. [Consulta: 28 abril 2021]. ISSN 0166-0616. Disponible en: <https://doi.org/10.3114/sim0003>

**BARNETT, H.L.; & HUNTER, B.B.** *Illustrated genera of imperfect fungi*. 4ª Ed. Saint Paul, Minnesota-United States of America: The American Phytopathological Society, 1998. ISBN: 0890541922. pp.1-237

**BERNALES, Jorge.** Cultivo del Pijuayo (*Bactris gasipaes* Kunth) para Palmito en la Amazonía. Publicaciones de Organización del Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaría Pro Tempore del Perú, 2016. pp. 18-19. [Consulta: 07 julio 2020]. SPT-TCA-PER-43. Disponible en: <http://www.otcaoficial.info/assets/documents/20160704/37f2e7ff2c44963f6b1d04f3184d77f0.pdf>

**BERUMEN, Guillermo; HERNÁNDEZ, Miguel; & TIZNADO, Martín.** “Utilization of biotechnological tools in soursop (*Annona muricata* L.)”. *Scientia Horticulturae* [en línea], 2019, (Netherlands) 245, pp. 269-273. [Consulta: 20 junio 2021]. ISSN 0304-4238. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.10.028>.

**CARVALHO, Rejane Rodrigues da Costa.** Epidemiologia da resinose do coqueiro e sensibilidade de *Thielaviopsis paradoxa* a óleos essenciais [en línea] (Trabajo de titulación). Tese (doutorado) Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais, Brasil. 2011. pp. 20.38. [Consulta: 4 junio 2021]. Disponible en:

[http://repositorio.ufla.br/jspui/bitstream/1/1657/1/TESE\\_Epidemiologia%20da%20resinose%20do%20coqueiro%20e%20sensibilidade%20de%20Thielaviopsis%20paradoxa%20a%20%20C3%B3leos%20essenciais.pdf](http://repositorio.ufla.br/jspui/bitstream/1/1657/1/TESE_Epidemiologia%20da%20resinose%20do%20coqueiro%20e%20sensibilidade%20de%20Thielaviopsis%20paradoxa%20a%20%20C3%B3leos%20essenciais.pdf)

**CARRERA, Javier.** La Chonta [blog]. (11 de noviembre de 2018). [Consulta: 07 julio 2020]. Disponible en: <https://www.allpa.org/la-chonta/>

**CASTELLANI, A.** "Further researches on the long viability and growth of many pathogenic fungi and some bacteria in sterile distilled water". *Mycopathol et Mycol Appl* 1963; 20: 1-6.

**CASTELLANI, A.** "Maintenance and cultivation of the common pathogenic fungi of man in sterile distilled water". Further researches. *J Trop Med Hyg* 1967; 70: 181-4.

**CEPRA.** "CHONTA (Diversidad biológica de *Bactris gasipaes* en Ecuador)". Concurso Ecuatoriano de Proyectos I+D+i. (2019). Ecuador. pp. 28-31.

**CERÓN, C.; PALACIOS, W.; GUEVARA, J. et al.** Ministerio del Ambiente del Ecuador 2012. Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental [en línea]. Quito-Ecuador: Ministerio del Ambiente del Ecuador, 2013. [Consulta: 20 julio 2020]. Disponible en: <http://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PDOT/NIVEL%20NACIONAL/MAE/ECOSISTEMAS/DOCUMENTOS/Sistema.pdf>

**CHEN, Jianghua; ZHU, Zihang; FU, Yanping. et al.** "Identification of *Lasiodiplodia pseudotheobromae* Causing Fruit Rot of Citrus in China". *Rev Plants* [en línea], 2021, (Switzerland) 10(2), pp. 1-8. [Consulta: 20 abril 2021]. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.3390/plants10020202>

**CLEMENT, Charles; CRISTO-ARAÚJO, Michelly; COPPENS D'EECKENBRUGGE, Geo. et al.** "Origin and Dispersal of Domesticated Peach Palm". *Rev Front. Ecol. Evol.* [en línea], 2017, (United State Of American) 5, p. 148. [Consulta: 06 julio 2020]. Disponible en: <https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00148>

**CORPOICA.** "El cultivo de chontaduro (*Bactris gasipaes* H.B.K)". Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. Colombia. 1996. p. 10. [Consulta: 10 julio 2020]. Disponible en: <http://bibliotecadigital.agronet.gov.co/bitstream/11348/4909/2/EI%20cultivo%20de%20chontaduro.pdf>

**CRANE, Jonathan.** "Pejibaye (Peach Palm) Growing in the Florida Home Landscape" [en línea]. United States of America: University of Florida. 2016. HS1072, pp. 1-5. [Consulta: 07 julio 2020]. Disponible en: <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/HS/HS31200.pdf>

**CRUZ, Isabel; GARCÍA, Raymundo; CARILLO, José. et al.** "Identification of mucoralean fungi causing soft rot in papaya (*Carica papaya* L.) fruit in Mexico". *Rev. mex. fitopatol* [en línea], 2017, (México) 35(3), pp.397-417. [Consulta: 23 abril 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1611-3>

**DÁVILA, Fernanda.** Diversidad de hongos asociados a lesiones foliares en naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) en varias localidades de la Amazonía Ecuatoriana [en línea] (Trabajo de titulación). (Microbiología) Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador. 2016. pp. 25-46. [Consulta: 1 junio 2021]. Disponible en: (2015: pp.33-36)

**D'ARCY, C. J.; EASTBURN, D. M.; & SCHUMANN, G. L.** “Illustrated Glossary of Plant Pathology”. The Plant Health Instructor. *The American Phytopathological Society (APS).2001*, pp.1-6. [Consulta: 26 mayo 2021]. Disponible en: <https://www.apsnet.org/edcenter/resources/illglossary/Pages/default.aspx>

**DE BEER, Z.W.; DUONG, T.A.; BARNES, I. et al.** “Redefining *Ceratocystis* and allied genera”. *Studies in Mycology* [en línea], 2014, (Netherlands) 79, pp. 187-219. [Consulta: 14 mayo 2021]. ISSN 0166-0616. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.10.001>

**MEDEIROS, Carolina de Cássia Pani.** Diversidade genética de isolados de *Thielaviopsis paradoxa* em cana de açúcar [en línea] (Trabajo de titulación). Dissertação (mestrado) Universidade Estadual Paulista, Brasil. 2015. pp. 6-10 [Consulta: 5 julio 2021]. Disponible en:

<https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/143023/000865131.pdf?sequence=1>

**DE MELO, M.P.; DA SILVA MATOS, K.; JÚNIOR, J.E. et al.** “*Thielaviopsis musarum* causes postharvest crown and fruit rot of banana in Northeastern Brazil”. *Trop. plant pathol* [en línea], 2016, (Brasil) 41, pp. 258–263. [Consulta: 07 mayo 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0094-4>

**DEL PONTE, E.M.; PFENNING, L.H.; & ABREU, L.M.** *Tropical Fusarium Workshop Viçosa 2017*. Viçosa-Brasil: Tropical Fusarium Workshop, 2017, pp. 13-75

**ENCINA, Fanny; PIONTELLI, Eduardo.** “Hongos filamentosos en la epidermis del fruto del tomate: énfasis en el género *Cladosporium* link”. *Boletín Micológico* [en línea], 2009, (Chile) 14, pp.1-13. [Consulta: 5 junio 2021]. Disponible en: <https://studylib.es/doc/5479365/hongos-filamentosos-en-la-epidermis-del-fruto>

**ESTRADA, G.; & RAMÍREZ, C.** *Micología General* [en línea]. Manizales, Caldas – Colombia: Centro Editorial Universidad Católica de Manizales, 2019. pp. 95-96 [Consulta: 10 agosto 2020]. ISSN 978-958-52337-1-3. Disponible en: [http://www.ucm.edu.co/wp-content/uploads/libros/Micologia\\_general.pdf](http://www.ucm.edu.co/wp-content/uploads/libros/Micologia_general.pdf)

**FERRAZ, Luriany; DA CUNHA, Tatiane; DA SILVA, Aline. et al.** “Biocontrol ability and putative mode of action of yeasts against *Geotrichum citri-aurantii* in citrus fruit”. *Microbiological Research* [en línea], 2016, (Germany) 188–189, pp.72-79. [Consulta: 22 mayo 2021]. ISSN 0944-5013. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.micres.2016.04.012>

**GIRALDO NARANJO, Sara Jein; & VILLA RAMOS, Andrés Felipe.** Caracterización morfológica y metabólica de los hongos filamentosos asociados a la rizósfera de plantas arvenses en la zona cafetera [en línea] (Trabajo de titulación). (Bacteriólogo) Universidad Católica de Manizales, Facultad de Salud. Manizales-Colombia. 2016. p. 28. [Consulta: 2020-07-12]. Disponible en:

<http://repositorio.ucm.edu.co:8080/jspui/bitstream/handle/10839/1320/Sara%20Jein%20Giraldo%20Naranjo.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

**GUÉDEZ, Clemencia; CAÑIZALEZ, Luis; AVENDAÑO, Laura. et al.** “Actividad antifúngica del aceite esencial de naranja (*Citrus sinensis* L.) sobre hongos postcosecha en frutos de lechosa (*Carica papaya* L.)”. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología* [en línea], 2014, (Venezuela) 34(2), pp. 81-85. [Consulta 23 de abril 2021]. ISSN 1317-973X. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=199437912007>

**GUTIERREZ, Alejandra; GALVANA, Julieta; MANFRINO, Romina. et al.** “Organización y conservación de la colección de hongos patógenos y simbioses de insectos y otros artrópodos del CEPAVE (CONICET-UNLP), La Plata, Argentina”. *Rev. Argentina de Microbiología* [en línea], 2017, (Argentina) 49(2), pp. 183-188. [Consulta: 08 agosto de 2020], ISSN 0325-7541. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.ram.2016.09.007>

**HERNÁNDEZ, S. H.; BALOIS, R.; BAUTISTAS, P. U. et al.** "Identification of Fungal Pathogens of Mango and Soursop Fruits Using Morphological and Molecular Tools and Their Control Using Papaya and Soursop Leaf and Seed Extracts". *International Journal of Agronomy* [en línea], 2020, (United States of America) 2020, pp. 1-15. [Consulta: 25 abril 2021]. ID 8962328. Disponible en: <https://www.hindawi.com/journals/ija/2020/8962328/>

**HYDE, K.D.; NILSSON, R.H.; ALIAS, S.A. et al.** “One stop shop: backbone trees for important phytopathogenic genera: I (2014)”. *Fungal Diversity* [en línea], 2014, (Netherlands) 67, pp. 21–125. [Consulta: 08 agosto de 2020]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s13225-014-0298-1>

**HONRUBIA, M.; TORRES, M.; DÍAZ, G. et al.** “Biotecnología forestal: Técnicas de micorrización y micropropagación de plantas Murcia”, España: Universidad de Murcia (1995).

**GUALA G, DÖRING M.** Integrated Taxonomic Information System (ITIS). National Museum of Natural History, Smithsonian Institution (website), 2020. Checklist dataset: <https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt#null>

**JAYAWARDENA, R.S.; HYDE, K.D.; CHEN, Y.J. et al.** “One stop shop IV: taxonomic update with molecular phylogeny for important phytopathogenic genera: 76–100 (2020)”. *Fungal Diversity* [en línea], 2020, (Netherlands) 103, pp. 87–218. [Consulta: 23 abril 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s13225-020-00460-8>

**KIDD, S.; HALLIDAY, C. L.; ALEXIOU, H. et al.** *Descriptions of Medical Fungi* [en línea]. 3<sup>th</sup> ed. Adelaide-South Australia. CutCut Digital, 2016. pp. 12-193. [Consulta: 04 abril 2021]. ISBN 9780646951294. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/docs/fungus3-book.pdf>

**LARONE, D.; WALSH, T.; & HAYDEN, R.** *Larone's Medically Important Fungi: A Guide to Identification*. 6<sup>th</sup> ed. Washington, United States of America. DC: ASM Press, 2018. ISBN 9781555819873, pp. 73-331.

**LESLIE, J. F.; & SUMMERELL, B. A.** *The Fusarium Laboratory Manual*. Garsington Road, Oxford- United Kingdom. Photographs by Suzanne Bullock: Blackwell Publishing, 2006. ISBN: 9780813819198, pp. 80-272.

**LI, G.J.; HYDE, K.D.; ZHAO, R.L. et al.** “Fungal diversity notes 253–366: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa”. *Fungal Diversity* [en línea], 2016, (Netherlands) 78, pp. 1–237. [Consulta: 21 abril 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s13225-016-0366-9>

**LOO, J.L.; LAI, O.M.; LONG, K. et al.** "Identification and Characterisation of A Locally Isolated Lipolytic Microfungus - *Geotrichum candidum*". *Malaysian Journal of Microbiology* [en línea], 2006, (Malaysian) 2(1), pp. 22-29. [Consulta: 04 abril 2021]. ISSN 1823-8262. Disponible en: <http://mjm.usm.my/uploads/issues/113/research4.pdf>

**MA, W.; ZHANG, Y.; WANG, C. et al.** "A new disease of strawberry, fruit rot, caused by *Geotrichum candidum* in China". *Plant Protect. Sci.* [en línea], 2018, (China) 54(2), pp. 92-100. [Consulta: 04 abril 2021]. Disponible en: [https://www.agriculturejournals.cz/publicFiles/76\\_2017-PPS.pdf](https://www.agriculturejournals.cz/publicFiles/76_2017-PPS.pdf)



**MICHEREFF, Sami.** *Fundamentos de Fitopatología* [en línea]. Universidade Federal Rural de Pernambuco. Departamento de Agronomía. Área de Fitossanidade. Lab. Epidemiologia de Doenças de Plantas, 2001. [Consulta 10 de abril 2021]. pp.19-22. Disponible en:

<https://www.bibliotecaagpatea.org.br/agricultura/defesa/livros/FUNDAMENTOS%20DE%20FITOPATOLOGIA.pdf>

**MONTÚFAR, R.; & ROSAS, J.** Capítulo 3. Chontaduro/Chontilla [en línea]. En: Palmas Ecuatorianas: biología y uso sostenible (Editores. Valencia R, Montúfar R, Navarrete H, Balslev H.). Publicaciones del Herbario de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, 2013. pp. 63-89. [Consulta: 23 junio 2020]. ISSN 978-9942-13-263-5. Disponible en: [https://issuu.com/juanlorenzo/docs/palmas\\_ecuador](https://issuu.com/juanlorenzo/docs/palmas_ecuador)

**MORA, J.; WEBER, J.; & CLEMENT, C.** Peach Palm *Bactris gasipaes* Kunth [en línea]. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops.20. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, Gatersleben/ International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy. 1997. pp.7-8. [Consulta: 2 julio 2020]. ISSN 92-9043-347-7. Disponible en:

[https://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/\\_migrated/uploads/tx\\_news/Peach\\_palm\\_\\_Bactris\\_gasipaes\\_Kunth\\_155.pdf](https://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/_migrated/uploads/tx_news/Peach_palm__Bactris_gasipaes_Kunth_155.pdf)

**MUNSELL Color.** Munsell Soil-Color Charts. Grand Rapids, Michigan-United States of America: Munsell Color, 2009, pp.2-13.

**MUNSELL Color.** Munsell Color Charts for Plant Tissues. New Windsor, New York-United States of America: Munsell Color, 1977, pp.2-17.

**MURRIETA, Dulce; NOA, Juan; MATA, Martín. et al.** “Efecto del medio de cultivo en el desarrollo de *Suillus granulatus* (L.) Roussel y *S. brevipes* (Pk.) Kuntze. *Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente* [en línea], 2014, (México) 20(1), pp. 101-107. [Consulta: de junio de 2021]. ISSN: 2007-3828. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=62930437009>

**NAKAMURA, Masayuki; IWAI, Hisashi; & SUPRAPTA, Dewa.** “Differentiation of pathogenic and nonpathogenic isolates of *Geotrichum candidum* sensu Suprapta et al. (1995) on citrus fruit based on PCR-RFLP analysis of rDNA ITS and PCR using specific primers designed in polygalacturonase genes”. *Mycoscience* [en línea], 2008, (Japan) 49(2). pp. 155-158. [Consulta: 22 mayo 2021]. ISSN 1340-3540. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/S10267-007-0397-X>

**NASCIMENTO, S.M.; NAKASONE, A.K.; OLIVEIRA, C.F. et al.** “Patogenicidade e caracterização de *Thielaviopsis ethacetica* em palma de óleo”. *Summa Phytopathologica* [en línea]. 2020, (Brasil) 46(3), pp.236-241. [Consulta: 06 mayo 2021]. ISSN 1980-5454. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/0100-5405/193244>

**NGUYEN, N.P.; WARNOW, M.P.; WHITE, B.** “A perspective on 16S rRNA operational taxonomic unit clustering using sequence similarity”. *npj Biofilms Microbiomes* [en línea].2016, (German-British) 2(16004), pp.1-8. [Consulta: 05 junio 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.1038/npjbiofilms.2016.4>

**OJEDA, Henry.** Evaluación de la eficiencia de la gallinaza sobre el ahijado y calidad comercial del tallo de palmito *Bactris gasipaes* [en línea] (Trabajo de titulación). (Ingeniero Agropecuario) Escuela Politécnica del Ejército, Sangolquí, Ecuador. 2004. pp. 46-47. [Consulta: 2020-07-12]. Disponible en:

<http://repositorio.espe.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/21000/2584/T-ESPE-IASA%20I-002615.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

**OXFORD LANGUAGES.** Definiciones de Oxford Languages.

**PARAFATI, Lucia; VITALE, Alessandro; RESTUCCIA, Cristina. et al.** “The effect of locust bean gum (LBG)-based edible coatings carrying biocontrol yeasts against *Penicillium digitatum* and *Penicillium italicum* causal agents of postharvest decay of mandarin fruit”. *Food Microbiology* [en línea], 2016, (Netherlands) 58, pp. 87-94. [Consulta: 30 mayo 2021]. ISSN 0740-0020. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.fm.2016.03.014>

**PARDO LOCARNO, Luis; CAMACHO VALLECILLA, Heyner; & CAICEDO, Rubiano.** “Avances en el diagnóstico fitosanitario del cultivo de chontaduro en la zona rural de Buenaventura, Valle”. *Rev Científica Sabia* [en línea], 2015, (Colombia) 1(3), pp. 39-53. [Consulta: 10 julio 2020]. ISSN 2323-0576. Disponible en: [http://www.unipacifico.edu.co:8095/publicacionesunipa/documentos/art\\_sb3\\_4.pdf](http://www.unipacifico.edu.co:8095/publicacionesunipa/documentos/art_sb3_4.pdf)

**PEÑA, Eduardo.** Plagas y enfermedades del chontaduro. Investigador. Centro de Investigación El Mira, Tumaco. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (CORPOICA). Colombia. 2000. p. 75-76. [Consulta: 12 de julio 2020]. Disponible en: [https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/17779/42371\\_46142.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/17779/42371_46142.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

**PEÑA SÁNCHEZ, Rafael.; & PÁEZ MENDIETA, Jaime.** *Glosario General: Fitopatología* [blog]. Tunja, Boyacá-Colombia: Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. 2015, pp.1-15. [Consulta: 28 mayo 2021]. Disponible en: <https://virtual.uptc.edu.co/ova/fito/archivo/glosario.pdf>

**PELCZAR, Michael; PELCZAR, Rita; KELMAN, Arthur. et al.** "Enfermedad de las plantas". *Enciclopedia Británica* [en línea], 2020, (United Kingdom), pp. 1-50. [Consulta: 06 mayo 2021]. Disponible en: <https://www.britannica.com/science/plant-disease>

**PINHO, Danilo; DUTRA, Deiziane; & PEREIRA, Olinto.** “Notes on *Ceratocystis paradoxa* causing internal post-harvest rot disease on immature coconut in Brazil”. *Tropical Plant Pathology* [en línea], 2013, (Brasil) 38(2), pp.152-157, [Consulta: 12 mayo 2021]. Disponible en: <https://www.scielo.br/pdf/tpp/v38n2/a10v38n2.pdf>

**PÍO FONT QUER.** *Diccionario de Botánica*. 2ª Ed. Balderas, México D.F.: Ediciones Península S.A., 2010. ISBN: 968186283X, pp.1-1124.

**PLAN DE DESARROLLO Y ORDENAMIENTO TERRITORIAL PARROQUIA EL EDEN.** GAD Parroquial. Parroquia El Eden, Orellana-Ecuador; MULTIECUMINDO Cía. Ltda.; 2015, pp. 20-35. [Consulta: 19 agosto 2020]. Disponible en: <http://mail.eleden.gob.ec/transparencia11/lotaip-2014/documentos-1/65-plan-de-desarrollo-y-ordenamiento-territorial/file.html>

**PLAN DE DESARROLLO Y ORDENAMIENTO TERRITORIAL DEL GOBIERNO PARROQUIAL SAN JOSÉ DE PAYAMINO.** GAD Parroquial. Parroquia San José de Payamino, Orellana-Ecuador: Servi Coca S.A. [en línea], 2015, pp. 12-52. [Consulta: 16 agosto 2020]. Disponible en: [http://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL\\_SNI/data\\_sigad\\_plus/sigadplusdocumentofinal/1560508300001\\_PDyOT\\_PAYAMINO\\_FINAL\\_\\_30-10-2015\\_11-02-43.pdf](http://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdocumentofinal/1560508300001_PDyOT_PAYAMINO_FINAL__30-10-2015_11-02-43.pdf)

**PLAN DE DESARROLLO Y ORDENAMIENTO TERRITORIAL DEL GOBIERNO PARROQUIAL SAN LUIS DE ARMENIA.** GAD Parroquial. Parroquia San Luis de Armenia, Orellana-Ecuador: DG Consultores Cia. Ltda. [en línea], 2020, pp.80-95. [Consulta: 17 agosto 2020]. Disponible en: <http://www.armenia.gob.ec/gobierno-parroquial/plan-de-desarrollo/2019-2023/300-diagnostico-estrategico/file.html>

**PLAN DE DESARROLLO Y ORDENAMIENTO TERRITORIAL MUNICIPAL DE FRANCISCO DE ORELLANA.** GAD Municipal. Francisco de Orellana, Orellana-Ecuador; Equipo Técnico GADMFO [en línea], 2018, pp.14-34. [Consulta: 16 agosto 2020]. Disponible en: <https://orellana.gob.ec/docs/PDyOT%20GADMFO%202014-2019.pdf>

**PLAN ESTRATÉGICO DE DESARROLLO ECONÓMICO LOCAL DE LA PROVINCIA DE ORELLANA. GAP Provincial.** Provincia de Orellana-Ecuador: Equipo Técnico GADPO y PRODEL, 2018, pp.10-70 [Consulta: 17 agosto 2020]. Disponible en: [https://www.gporellana.gob.ec/wp-content/uploads/2019/04/GAPO-PRODEL\\_DOCUMENTO-FINAL0818-1.pdf](https://www.gporellana.gob.ec/wp-content/uploads/2019/04/GAPO-PRODEL_DOCUMENTO-FINAL0818-1.pdf)

**RÍOS REYES, Diego; CASTILLO HERNANDEZ, Elena; & FUCHS CASTILLO, Eric.** “Estado actual del banco de germoplasma de pejibaye (*Bactris gasipaes*), Guápiles, Costa Rica”. *Rev Agronomía Mesoamericana* [en línea], 2016, (Costa Rica) 27(2), pp. 311-317. [Consulta: 23 junio 2020]. ISSN 2215-3608. Disponible en: <https://www.redalyc.org/jatsRepo/437/43745945009/html/index.html>

**RIVAS, Jorge.** Determinación de los avances de la biotecnología aplicada a la propagación de *Bactris gasipaes* Kunth (Chontaduro) en Colombia [en línea] (Trabajo de titulación). (Especialista en Biotecnología) Universidad Nacional Abierta y A Distancia, Quibdó - Choco, Colombia. 2019. p. 24. [Consulta: 2020-07-12]. Disponible en: <https://repository.unad.edu.co/bitstream/handle/10596/25554/jirivash.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

**RIVAS FIGUEROA, Fernando.** Etiología y caracterización de la pudrición del cogollo de la palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) en San Lorenzo, Esmeraldas, Ecuador [en línea] (Trabajo de titulación). (Doctoral) Universidad Central “Marta Abreu” de las Villas, Santa Clara, Cuba. 2015. pp. 36-38. [Consulta: 2020-07-20]. Disponible en: <https://dspace.uclv.edu.cu/bitstream/handle/123456789/6889/Tesis%20Dr.%20Fernando%20Rivas%20Figueroa.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

**RIVAS FIGUEROA, Fernando; & HERRERA ISLA, Lidcay.** “Organismos asociados a la pudrición del cogollo de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq) en San Lorenzo, Ecuador”. *Rev. Protección Vegetal* [en línea], 2015, (Cuba) 30(3), pp.193-203. [Consulta: 08 agosto 2020]. ISSN 1010-2752. Disponible en: [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1010-27522015000300005&lng=es&nrm=iso](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522015000300005&lng=es&nrm=iso)

**SAMUELS, G.J.; & HEBBAR, P.K.** *Trichoderma: Identification and Agricultural Applications*. United States of America: The American Phytopathological Society (APS), 2015. ISBN: 9780890544846, pp. 49-71.

**SÁNCHEZ UPEGUI, Alexander.** *Manual de redacción académica e investigativa: cómo escribir, evaluar y publicar artículos* [en línea]. Medellín-Colombia: Católica del Norte Fundación Universitaria, 2011, pp. 180-189. [Consulta: 28 mayo 2021]. ISBN: 9789589905913. Disponible en: <https://www.ucn.edu.co/institucion/sala-prensa/documents/manual-de-redaccion-mayo-05-2011.pdf>

**SANTOS, Pedro; MUSSI, Vicente; MACHADO, María. et al.** "Diagrammatic scale of severity for postharvest black rot (*Ceratocystis paradoxa*) in coconut palm fruits". *Summa Phytopathologica* [en línea], 2017, (Brasil) 43(4), pp. 269-275. [Consulta: 9 junio 2021]. ISSN 1980-5454. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/0100-5405/170792>

**SARKHOSH, Ali; SCHAFFER, Bruce; VARGAS, Ana. et al.** "In Vitro Evaluation of Eight Plant Essential Oils for Controlling *Colletotrichum*, *Botryosphaeria*, *Fusarium* and *Phytophthora* Fruit Rots of Avocado, Mango and Papaya". *Rev Plant Protec. Sci.* [en línea], 2018, (Czech Republic) 54, pp. 153-162. [Consulta: 20 abril 2021]. Disponible en: <https://doi.org/10.17221/49/2017-PPS>

**SCHOCH C.L., et al.** NCBI "National Center for Biotechnology Information" Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. Database (Oxford). 2020: baaa062. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/>

**SHARMA, K.K.; & SINGH, U.S.** "Cultural and morphological characterization of rhizospheric isolates of fungal antagonist *Trichoderma*". *Journal of Applied and Natural Science* [en línea], 2014, (India) 6(2), pp. 451-456. [Consulta: 10 mayo 2021]. Disponible en: <https://core.ac.uk/download/pdf/158352696.pdf>

**SAPARENG, Sukriming; ALA, Ambo; KUSWINANTI, Tutik. et al.** "Isolation and Characteristics Molding Fungus of Stalks and Empty Fruit Bunches of Oil Palms". *International Journal of Scientific & Technology Research* [en línea], 2018, (India) 7(11), pp. 135-140. [Consulta: 30 mayo 2021]. ISSN 2277-8616. Disponible en: <http://www.ijstr.org/final-print/nov2018/Isolation-And-Characteristics-Molding-Fungus-Of-Stalks-And-Empty-Fruit-Bunches-Of-Oil-Palms.pdf>

**TZENG, S.J.; SUN, E.J.; & HSIAO, W.W.** "First Report of Fruit Basal Rot by *Ceratocystis paradoxa* on Coconut in Taiwan". *Plant disease* [en línea], 2010, (United States of America) 94, pp. 67-74. [Consulta: 07 mayo 2021]. PMID: 30754493. Disponible en: <https://doi.org/10.1094/PDIS-94-4-0487C>

**ULLOA, Miguel; & HANLIN, Richard.** *Nuevo Diccionario Ilustrado de Micología*. Saint Paul, Minnesota-United States of America: The American Phytopathological Society, 2006. ISBN: 9780890543412, pp.1-237

**VÁSQUEZ, Alfonso; HERNÁNDEZ, Elías; MORA, Antonio. et al.** "Etiología y epidemiología de la necrosis de flores y frutos juveniles del papayo (*Carica papaya* L.) en Guerrero, México". *Rev Agrociencia* [en línea], 2012, (México) 46(8), pp. 757-767. [Consulta: 23 abril 2021]. ISSN 2521-9766. Disponible en: [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1405-31952012000800002&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952012000800002&lng=es&tlng=es).

**VILLACHICA, H.** *Frutales y Hortalizas promisoras de la Amazonia*. Lima - Perú: IICA. 1996. p. 217.

**VISAGIE, C.M.; HOUBRAKEN, J.; FRISVAD, J.C. et al.** "Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*". *Studies in Mycology* [en línea], 2014, (Netherlands)78, pp. 343-371. [Consulta: 16 mayo 2021]. ISSN 0166-0616. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.09.001>

**WANJIKU, E. K.; WACEKE, J. W.; WANJALA, B. W. et al.** "Identification and Pathogenicity of Fungal Pathogens Associated with Stem End Rots of Avocado Fruits in Kenya". *Rev International Journal of Microbiology* [en línea], 2020, (United Kingdom) 2020, pp. 1-8. [Consulta: 20 abril 2021]. ID:4063697. Disponible en: <https://doi.org/10.1155/2020/4063697>

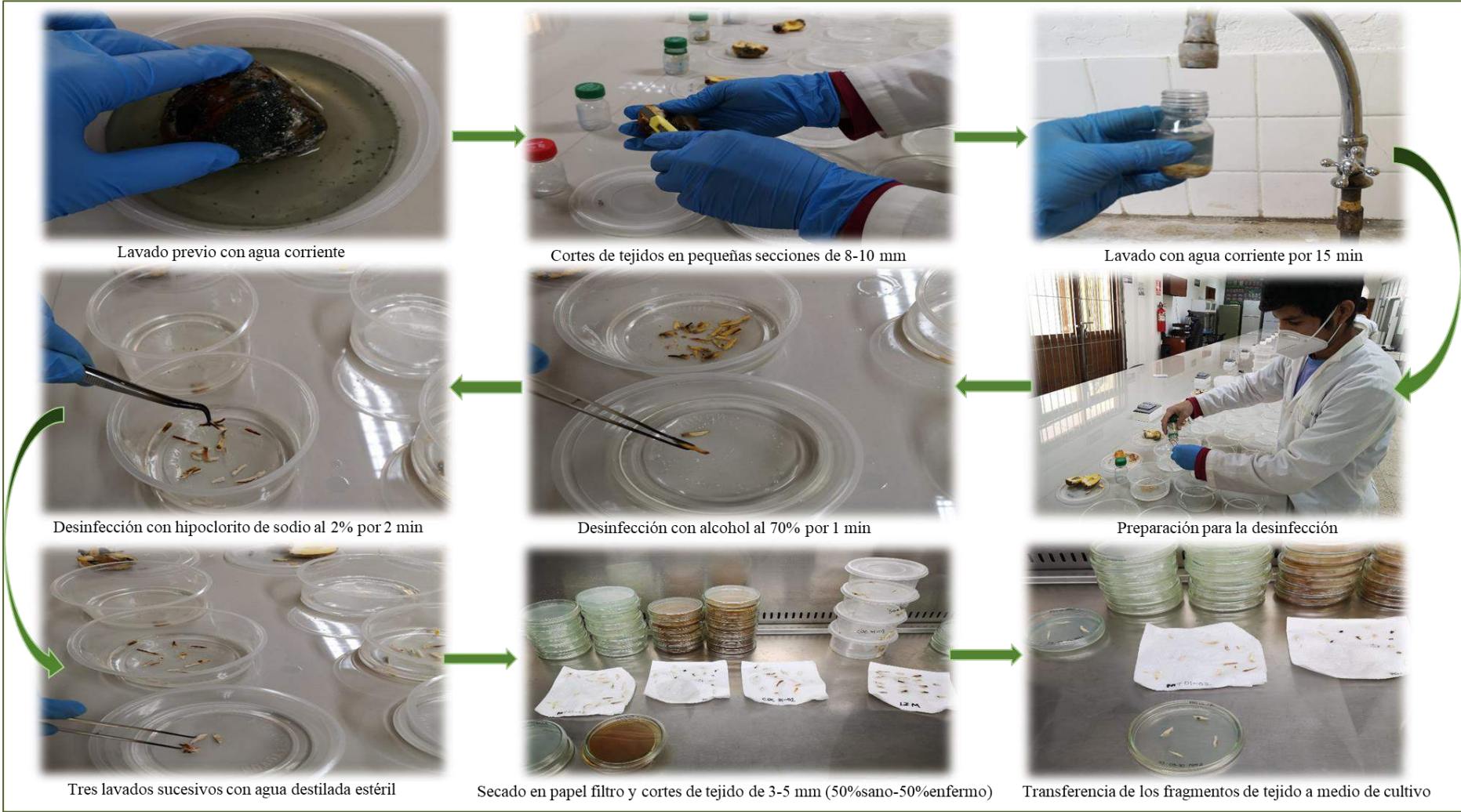
## ANEXOS

### ANEXO A: RECOLECCIÓN DE LOS FRUTOS DE LA PALMA CHONTA EN LA PROVINCIA DE ORELLANA.

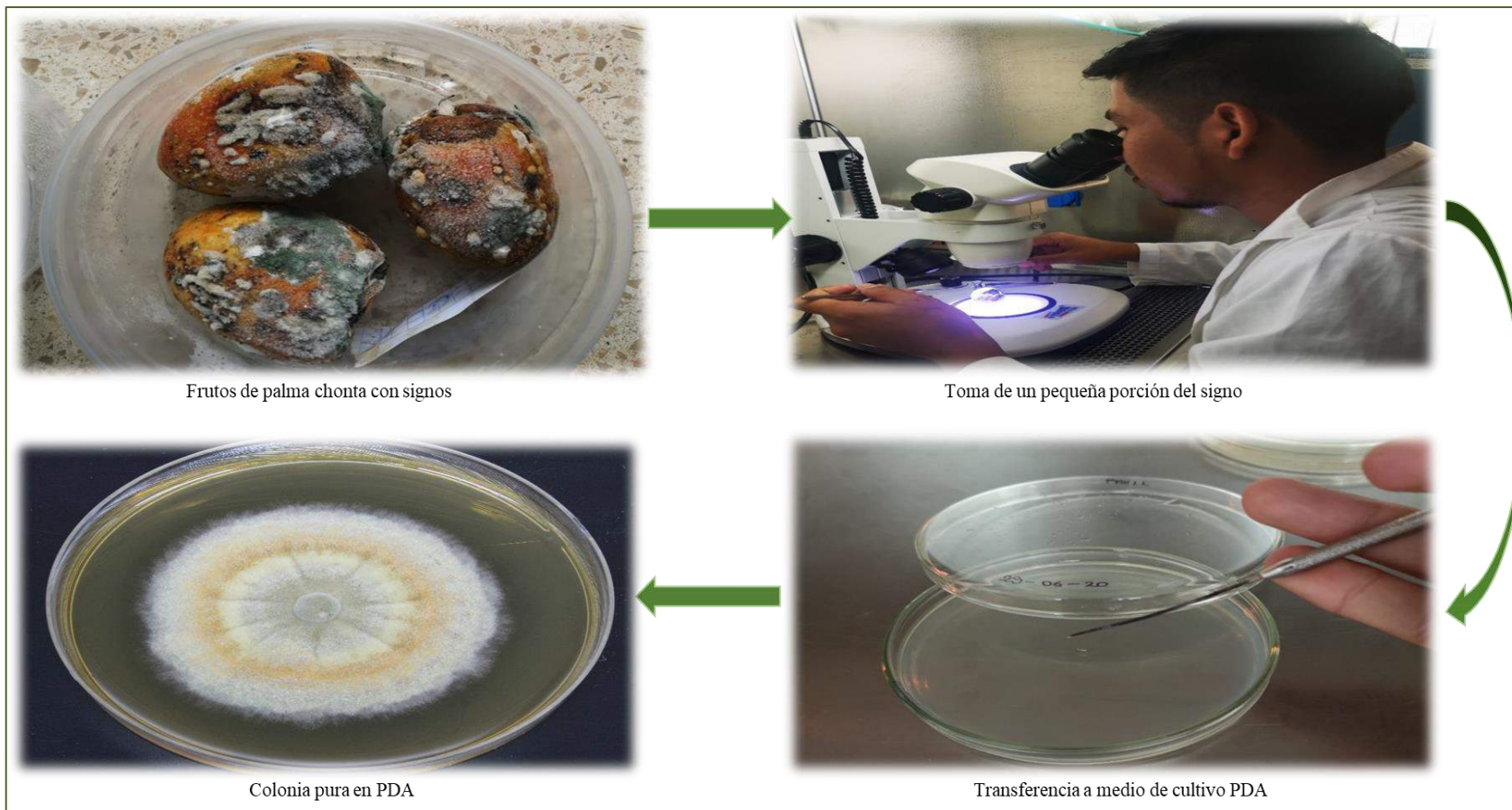




**ANEXO B: AISLAMIENTO INDIRECTO DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS DE FRUTOS DE LA PALMA CHONTA.**

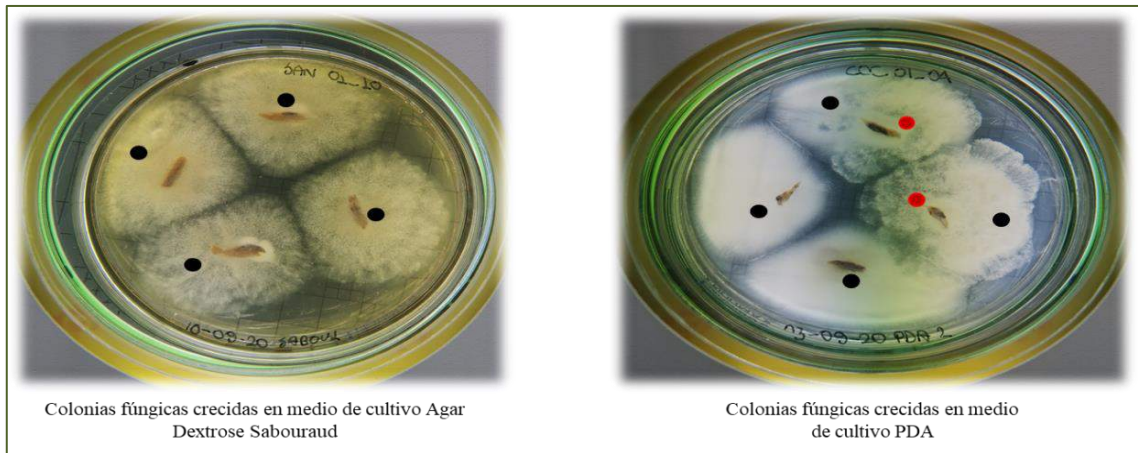


**ANEXO C: AISLAMIENTO DIRECTO DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.**

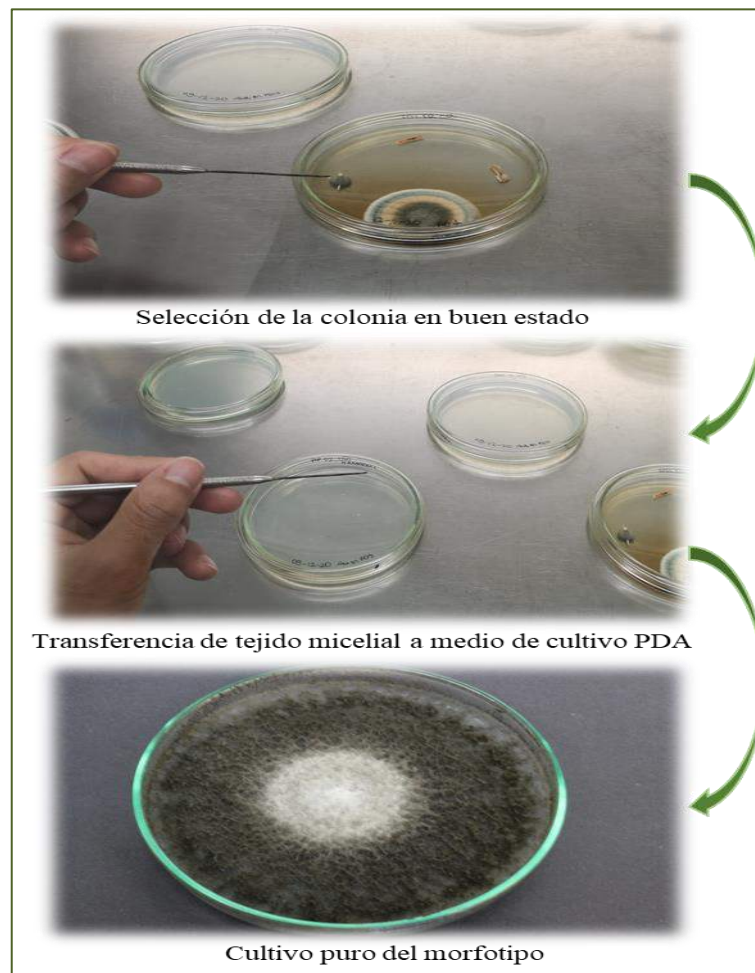




**ANEXO D: CONTEO DE LAS COLONIAS FÚNGICAS DE LOS FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.**

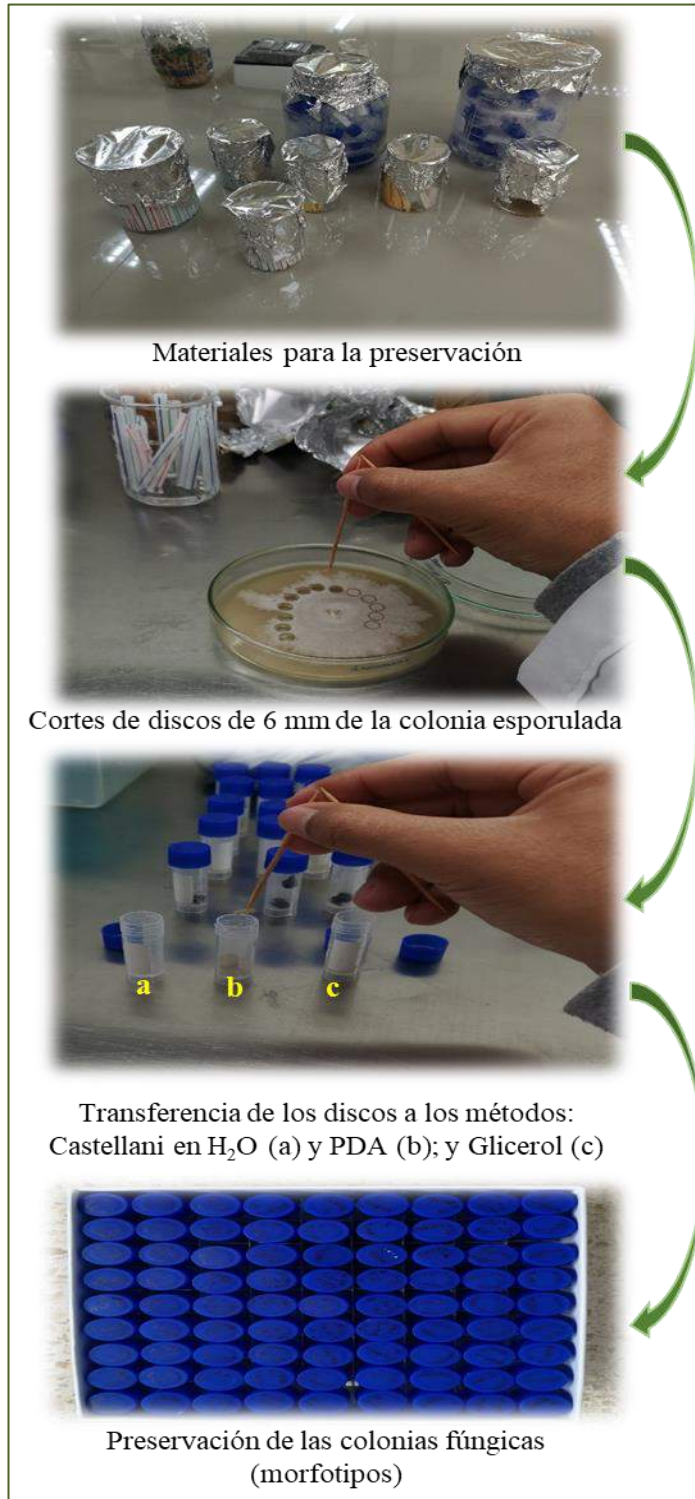


**ANEXO E: CULTIVO PURO DE LOS MORFOTIPOS FÚNGICOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA CHONTA.**

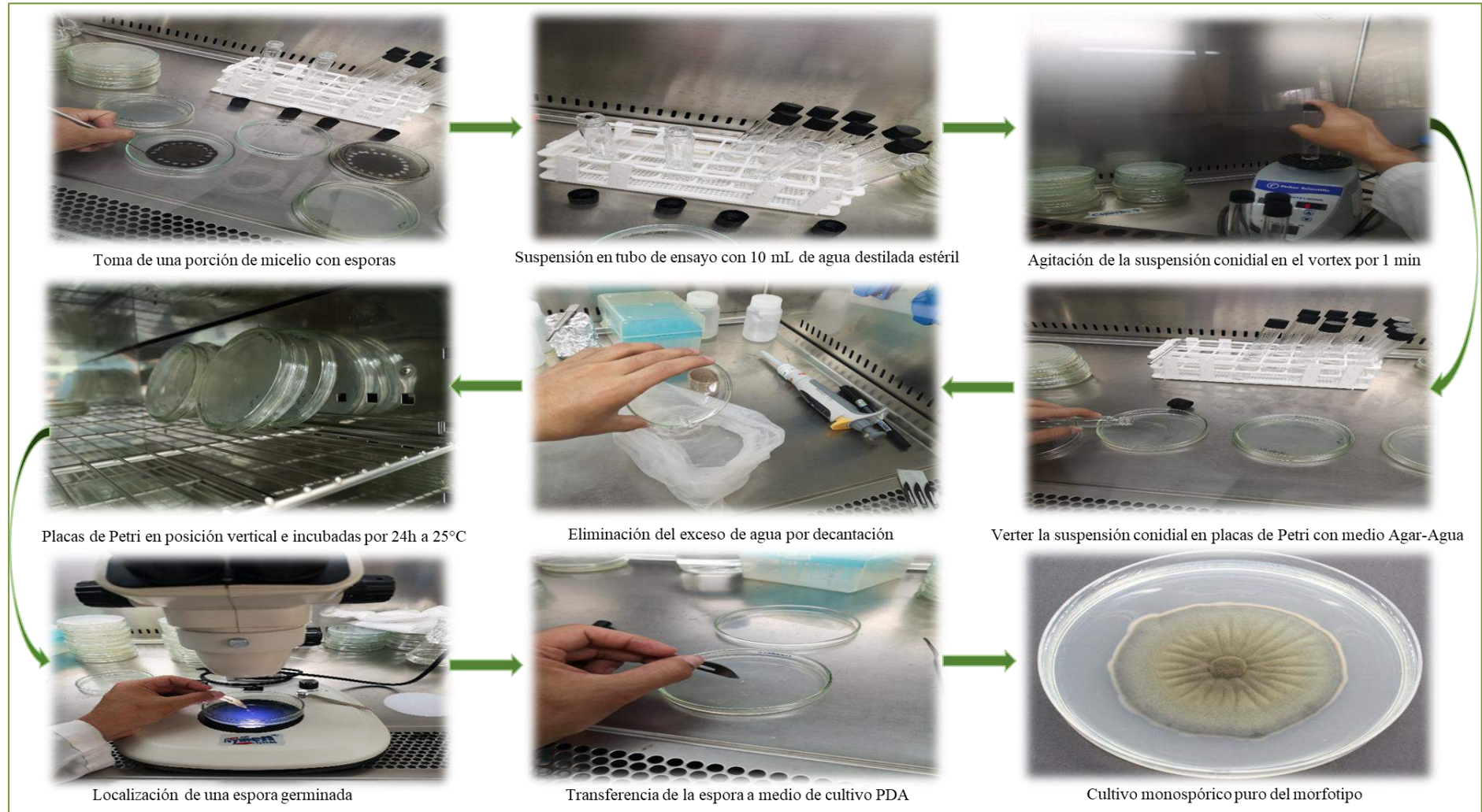




**ANEXO F: PRESERVACIÓN DE LOS MORFOTIPOS FÚNGICOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.**

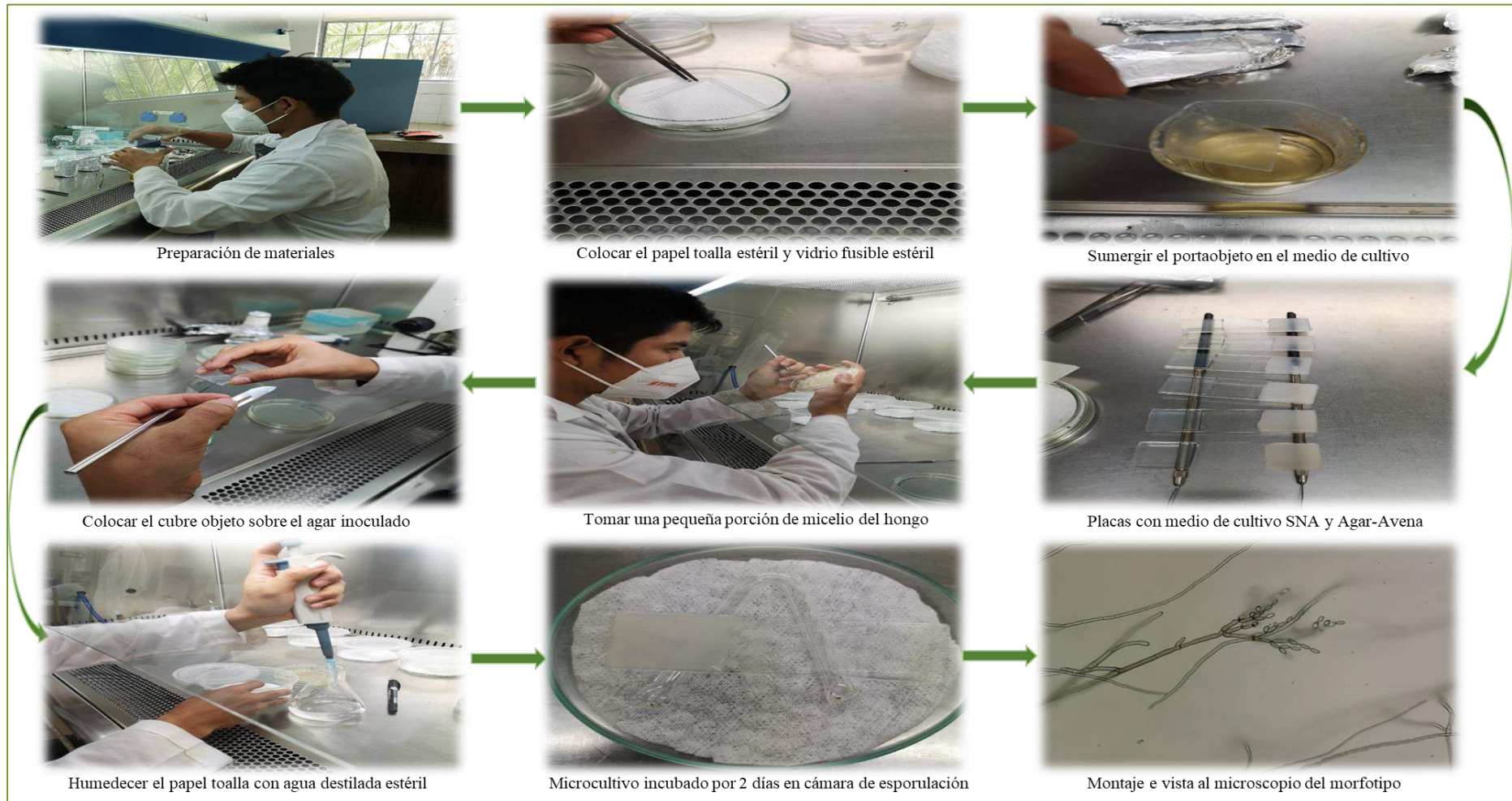


**ANEXO G: CULTIVO MONOSPÓRICO DE LOS MORFOTIPOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.**





**ANEXO H: REALIZACIÓN DE MICROCULTIVOS DE LOS MORFOTIPOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.**



**ANEXO I: MORFOTIPOS CARACTERIZADOS, IDENTIFICADOS OBTENIDOS DE LOS FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA y CLASIFICADOS POR JERARQUÍAS UTILIZANDO LA HERRAMIENTA BIOINFORMÁTICA TAXONOMY DEL NCBI.**

Base de datos hongos aislados de frutos de chonta							
Morfotipo	Repetición encontrado	Aislamiento por morfotipo	Filo	Clase	Orden	Familia	Género
MTP_1	r1^r2	278	Ascomycota	Saccharomycetes	Saccharomycetales	Dipodascaceae	<i>Geotrichum</i> spp.
MTP_2	r1^r2	117	Mucoromycota	Mucoromycetes	Mucorales	Mucoraceae	<i>Mucor</i> spp.
MTP_3	r1^r2	9	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_4	r1^r2	20	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_5	r1^r2	5	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_6	r1^r2	26	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_7	r1^r2	2	Ascomycota	Dothideomycetes	Cladosporiales	Cladosporiaceae	<i>Cladosporium</i> spp.
MTP_8 A	r1	6	Ascomycota	Sordariomycetes	Microascales	Ceratocystidaceae	<i>Ceratocystis</i> spp.
MTP_8 B	r2	28	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_9	r1^r2	13	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_10 A	r1	2	n/i	n/i	n/i	n/i	n/i
MTP_10 B	r2	3	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_11 A	r1	3	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Nectriaceae	<i>Fusarium</i> spp.
MTP_11 B	r2	3	n/i	n/i	n/i	n/i	n/i
MTP_12 A	r1	3	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Hypocreaceae	<i>Trichoderma</i> spp.
MTP_12 B	r2	2	n/i	n/i	n/i	n/i	n/i
MTP_13	r2	3	n/i	n/i	n/i	n/i	n/i
MTP_14	r2	3	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_15	r2	1	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
MTP_16	r2	1	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Nectriaceae	<i>Fusarium</i> spp.
MTP_17	r2	1	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Nectriaceae	<i>Fusarium</i> spp.
MTP_18	r2	5	Ascomycota	Sordariomycetes	Microascales	Ceratocystidaceae	<i>Ceratocystis</i> spp.

**ANEXO J: RIQUEZA DE ESPECIES, ÍNDICE DE SHANNON E ÍNDICE DE SIMPSON TOTALES DE LA DIVERSIDAD FÚNGICA ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.**

<b>Código</b>	<b>Diversidad</b>	<b>Observado</b>	<b>Estimado</b>	<b>s.e.</b>	<b>LCL</b>	<b>UCL</b>	<b>Localidad</b>	<b>Fenotipo</b>	<b>Medio</b>	<b>Repetición</b>
COC_01_02_PDA	Species richness	1	1	0.312	1	2.549	El Coca	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
COC_01_02_PDA	Shannon diversity	1	0	0	1	0	El Coca	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
COC_01_02_PDA	Simpson diversity	1		0			El Coca	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
COC_01_04_AS	Species richness	2	2	0.331	2	2.844	El Coca	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
COC_01_04_AS	Shannon diversity	1.755	1.878	0.35	1.755	2.564	El Coca	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
COC_01_04_AS	Simpson diversity	1.6	1.75	0.418	1.6	2.569	El Coca	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
COC_01_04_PDA	Species richness	2	2	0.331	2	2.844	El Coca	Amarillo vivo	PDA	R1
COC_01_04_PDA	Shannon diversity	1.755	1.878	0.338	1.755	2.541	El Coca	Amarillo vivo	PDA	R1
COC_01_04_PDA	Simpson diversity	1.6	1.75	0.413	1.6	2.559	El Coca	Amarillo vivo	PDA	R1
LIM_AS	Species richness	2	2	0.214	2	2.481	Limoncocha	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
LIM_AS	Shannon diversity	1.681	1.746	0.244	1.681	2.224	Limoncocha	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
LIM_AS	Simpson diversity	1.508	1.569	0.289	1.508	2.135	Limoncocha	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
LIM_PDA	Species richness	3	3	0.156	3	3.334	Limoncocha	Rojo	PDA	R1
LIM_PDA	Shannon diversity	2.872	3.054	0.255	2.872	3.553	Limoncocha	Rojo	PDA	R1
LIM_PDA	Simpson diversity	2.752	3.091	0.417	2.752	3.909	Limoncocha	Rojo	PDA	R1
PAT_01_02_AS	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_01_02_AS	Shannon diversity	1.89	2.52	1.971	1.89	6.383	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1

PAT_01_02_AS	Simpson diversity	1.8	1.8	0.782	1.8	3.332	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_01_02_PDA	Species richness	3	5	2.921	3.246	19.244	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_01_02_PDA	Shannon diversity	3	7.184	2.458	3	12.003	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_01_02_PDA	Simpson diversity	3	3	0.593	3	4.163	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_02_02_AS	Species richness	3	4.5	2.872	3.132	20.083	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_02_02_AS	Shannon diversity	2.828	4.891	2.861	2.828	10.499	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_02_02_AS	Simpson diversity	2.667	2.667	1.572	2.667	5.747	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_02_02_PDA	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_02_02_PDA	Shannon diversity	1.89	2.52	1.875	1.89	6.195	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_02_02_PDA	Simpson diversity	1.8	1.8	0.76	1.8	3.29	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_02_04_AS	Species richness	1	1	0.129	1	1.276	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_02_04_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_02_04_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_02_04_PDA	Species richness	1	1	0.08	1	1.165	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_02_04_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_02_04_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_04_AS	Species richness	1	1	0.049	1	1.099	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_04_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_04_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
PAT_04_PDA	Species richness	1	1	0.312	1	2.549	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_04_PDA	Shannon diversity	1	0	0	1	0	Patasyaku	Rojo	PDA	R1
PAT_04_PDA	Simpson diversity	1		0			Patasyaku	Rojo	PDA	R1

SAN_01_04_AS	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_04_AS	Shannon diversity	1.89	2.52	1.701	1.89	5.854	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_04_AS	Simpson diversity	1.8	1.8	0.769	1.8	3.307	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_05_AS	Species richness	1	1	0.018	1	1.036	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_05_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_05_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_05_PDA	Species richness	1	1	0.018	1	1.036	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_05_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_05_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_08_AS	Species richness	2	2	0.331	2	2.843	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_08_AS	Shannon diversity	1.649	1.741	0.342	1.649	2.412	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_08_AS	Simpson diversity	1.471	1.552	0.375	1.471	2.286	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_08_PDA	Species richness	2	2	0.214	2	2.48	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_08_PDA	Shannon diversity	1.716	1.788	0.255	1.716	2.287	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_08_PDA	Simpson diversity	1.55	1.625	0.332	1.55	2.276	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_10_AS	Species richness	2	2	0.466	2	3.572	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_10_AS	Shannon diversity	1.417	1.511	0.344	1.417	2.186	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_10_AS	Simpson diversity	1.246	1.246	0.272	1.246	1.78	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_10_PDA	Species richness	2	2	0.468	2	3.575	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_10_PDA	Shannon diversity	1.384	1.467	0.324	1.384	2.102	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1

SAN_01_10_PDA	Simpson diversity	1.22	1.22	0.291	1.22	1.79	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_11_AS	Species richness	2	2	0.332	2	2.854	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_11_AS	Shannon diversity	1.819	1.966	0.343	1.819	2.64	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_11_AS	Simpson diversity	1.69	1.909	0.445	1.69	2.781	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_11_PDA	Species richness	3	3	0.462	3	4.372	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_11_PDA	Shannon diversity	2.942	3.441	0.524	2.942	4.467	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_11_PDA	Simpson diversity	2.882	4.2	0.829	2.882	5.825	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_12_AS	Species richness	2	2	0.058	2	2.117	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_12_AS	Shannon diversity	1.994	2.075	0.077	1.994	2.227	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_12_AS	Simpson diversity	1.988	2.167	0.202	1.988	2.562	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_12_PDA	Species richness	2	2	0.46	2	3.596	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_12_PDA	Shannon diversity	1.649	1.853	0.469	1.649	2.772	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_12_PDA	Simpson diversity	1.471	1.471	0.572	1.471	2.591	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R1
SAN_01_14_AS	Species richness	1	1	0.129	1	1.276	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_14_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_14_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_14_PDA	Species richness	2	2	0.223	2	2.508	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_14_PDA	Shannon diversity	1.938	2.072	0.204	1.938	2.471	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_14_PDA	Simpson diversity	1.882	2.154	0.391	1.882	2.921	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_16_AS	Species richness	2	2	0.135	2	2.287	Sani Isla	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R1



SAN_01_16_AS	Shannon diversity	1.926	2.02	0.174	1.926	2.362	Sani Isla	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_16_AS	Simpson diversity	1.862	2.037	0.297	1.862	2.619	Sani Isla	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_16_PDA	Species richness	2	2	0.213	2	2.48	Sani Isla	Rojo oscuro	PDA	R1
SAN_01_16_PDA	Shannon diversity	1.797	1.885	0.249	1.797	2.374	Sani Isla	Rojo oscuro	PDA	R1
SAN_01_16_PDA	Simpson diversity	1.658	1.774	0.335	1.658	2.431	Sani Isla	Rojo oscuro	PDA	R1
SAN_01_20_AS	Species richness	3	3	0.339	3	3.841	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_20_AS	Shannon diversity	2.693	2.891	0.324	2.693	3.526	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_20_AS	Simpson diversity	2.528	2.838	0.43	2.528	3.68	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_20_PDA	Species richness	2	2	0.359	2	2.98	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_20_PDA	Shannon diversity	1.96	2.189	0.33	1.96	2.835	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_20_PDA	Simpson diversity	1.923	2.5	0.554	1.923	3.586	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R1
SAN_01_21_AS	Species richness	1	1	0.03	1	1.06	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_21_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_21_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_21_PDA	Species richness	1	1	0.284	1	1.799	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_21_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_21_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_22_AS	Species richness	2	2	0.401	2	3.222	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_22_AS	Shannon diversity	2	2.301	0.433	2	3.149	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_01_22_AS	Simpson diversity	2	3	0.723	2	4.417	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1

SAN_01_22_PDA	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_22_PDA	Shannon diversity	1.89	2.52	1.85	1.89	6.146	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_01_22_PDA	Simpson diversity	1.8	1.8	0.707	1.8	3.186	Sani Isla	Rojo	PDA	R1
SAN_02_04_AS	Species richness	2	2	0.331	2	2.843	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_02_04_AS	Shannon diversity	1.649	1.741	0.3	1.649	2.329	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_02_04_AS	Simpson diversity	1.471	1.552	0.348	1.471	2.234	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_02_04_PDA	Species richness	4	4	0.436	4	5.167	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	PDA	R1
SAN_02_04_PDA	Shannon diversity	3.79	4.288	0.506	3.79	5.28	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	PDA	R1
SAN_02_04_PDA	Simpson diversity	3.596	4.588	0.806	3.596	6.168	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	PDA	R1
SAN_JOSE_AS	Species richness	2	2	0.46	2	3.596	San José	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_JOSE_AS	Shannon diversity	1.649	1.853	0.497	1.649	2.827	San José	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_JOSE_AS	Simpson diversity	1.471	1.471	0.596	1.471	2.639	San José	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R1
SAN_JOSE_PDA	Species richness	2	2	0.401	2	3.222	San José	Rojo	PDA	R1
SAN_JOSE_PDA	Shannon diversity	2	2.301	0.374	2	3.035	San José	Rojo	PDA	R1
SAN_JOSE_PDA	Simpson diversity	2	3	0.741	2	4.452	San José	Rojo	PDA	R1
COC_01_02_PDA	Species richness	1	1	0.312	1	2.549	El Coca	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
COC_01_02_PDA	Shannon diversity	1	0	0	1	0	El Coca	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
COC_01_02_PDA	Simpson diversity	1		0			El Coca	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
COC_01_04_AS	Species richness	1	1	0.018	1	1.036	El Coca	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
COC_01_04_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	El Coca	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2

COC_01_04_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	El Coca	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
COC_01_04_PDA	Species richness	2	2	0.469	2	3.578	El Coca	Amarillo vivo	PDA	R2
COC_01_04_PDA	Shannon diversity	1.356	1.429	0.298	1.356	2.014	El Coca	Amarillo vivo	PDA	R2
COC_01_04_PDA	Simpson diversity	1.198	1.198	0.228	1.198	1.646	El Coca	Amarillo vivo	PDA	R2
LIM_AS	Species richness	2	2	0.011	2	2.022	Limoncocha	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
LIM_AS	Shannon diversity	1.938	1.98	0.114	1.938	2.202	Limoncocha	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
LIM_AS	Simpson diversity	1.882	1.957	0.18	1.882	2.31	Limoncocha	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
LIM_PDA	Species richness	2	2	0.032	2	2.064	Limoncocha	Rojo	PDA	R2
LIM_PDA	Shannon diversity	1.984	2.049	0.088	1.984	2.221	Limoncocha	Rojo	PDA	R2
LIM_PDA	Simpson diversity	1.969	2.105	0.169	1.969	2.437	Limoncocha	Rojo	PDA	R2
PAT_01_02_AS	Species richness	2	2	0.461	2	3.572	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_01_02_AS	Shannon diversity	1.569	1.728	0.44	1.569	2.59	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_01_02_AS	Simpson diversity	1.385	1.385	0.469	1.385	2.303	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_01_02_PDA	Species richness	2	2	0.223	2	2.508	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_01_02_PDA	Shannon diversity	1.938	2.072	0.232	1.938	2.527	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_01_02_PDA	Simpson diversity	1.882	2.154	0.374	1.882	2.888	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_02_02_AS	Species richness	4	7.6	5.817	4.391	37.177	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_02_02_AS	Shannon diversity	3.789	8.182	5.233	3.789	18.438	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_02_02_AS	Simpson diversity	3.571	3.571	2.767	3.571	8.994	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_02_02_PDA	Species richness	2	2	0.461	2	3.671	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_02_02_PDA	Shannon diversity	1.755	2.031	0.525	1.755	3.06	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_02_02_PDA	Simpson diversity	1.6	1.6	0.717	1.6	3.005	Patasyaku	Rojo	PDA	R2

PAT_02_04_AS	Species richness	2	2	0.461	2	3.671	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_02_04_AS	Shannon diversity	1.755	2.031	0.507	1.755	3.025	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_02_04_AS	Simpson diversity	1.6	1.6	0.723	1.6	3.017	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_02_04_PDA	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_02_04_PDA	Shannon diversity	1.89	2.52	1.756	1.89	5.962	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_02_04_PDA	Simpson diversity	1.8	1.8	0.729	1.8	3.229	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_04_AS	Species richness	1	1	0.002	1	1.003	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_04_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_04_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
PAT_04_PDA	Species richness	1	1	0.001	1	1.001	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_04_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
PAT_04_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Patasyaku	Rojo	PDA	R2
SAN_01_04_AS	Species richness	2	2	0.213	2	2.48	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_04_AS	Shannon diversity	1.797	1.885	0.229	1.797	2.334	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_04_AS	Simpson diversity	1.658	1.774	0.343	1.658	2.447	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_04_PDA	Species richness	1	1	0.049	1	1.099	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_04_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_04_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_05_AS	Species richness	1	1	0.049	1	1.099	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_05_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_05_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2

SAN_01_05_PDA	Species richness	1	1	0.129	1	1.276	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_05_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_05_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_08_AS	Species richness	3	3.8	1.734	3.06	13.615	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_08_AS	Shannon diversity	2.586	3.699	1.704	2.586	7.039	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_08_AS	Simpson diversity	2.273	2.273	1.509	2.273	5.229	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_08_PDA	Species richness	2	2	0.46	2	3.596	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R2
SAN_01_08_PDA	Shannon diversity	1.649	1.853	0.483	1.649	2.799	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R2
SAN_01_08_PDA	Simpson diversity	1.471	1.471	0.541	1.471	2.53	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R2
SAN_01_10_AS	Species richness	2	2	0.214	2	2.48	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_10_AS	Shannon diversity	1.716	1.788	0.236	1.716	2.25	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_10_AS	Simpson diversity	1.55	1.625	0.313	1.55	2.238	Sani Isla	Amarillo vivo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_10_PDA	Species richness	2	2	0.216	2	2.489	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R2
SAN_01_10_PDA	Shannon diversity	1.89	2.005	0.246	1.89	2.487	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R2
SAN_01_10_PDA	Simpson diversity	1.8	2	0.38	1.8	2.745	Sani Isla	Amarillo vivo	PDA	R2
SAN_01_11_PDA	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_11_PDA	Shannon diversity	1.89	2.52	1.91	1.89	6.262	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_11_PDA	Simpson diversity	1.8	1.8	0.743	1.8	3.257	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_14_AS	Species richness	2	2	0.46	2	3.596	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_14_AS	Shannon diversity	1.649	1.853	0.488	1.649	2.81	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_14_AS	Simpson diversity	1.471	1.471	0.577	1.471	2.601	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2

SAN_01_14_PDA	Species richness	2	2.5	1.107	2.037	8.808	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_14_PDA	Shannon diversity	2	3.375	1.177	2	5.682	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_14_PDA	Simpson diversity	2	2	0.462	2	2.905	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_16_AS	Species richness	6	13.385	10.791	6.909	66.015	Sani Isla	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_16_AS	Shannon diversity	4.098	6.719	2.801	4.098	12.208	Sani Isla	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_16_AS	Simpson diversity	2.965	3.545	2.501	2.965	8.448	Sani Isla	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_16_PDA	Species richness	3	3.8	1.734	3.06	13.615	Sani Isla	Rojo oscuro	PDA	R2
SAN_01_16_PDA	Shannon diversity	2.586	3.699	1.305	2.586	6.257	Sani Isla	Rojo oscuro	PDA	R2
SAN_01_16_PDA	Simpson diversity	2.273	2.273	1.757	2.273	5.717	Sani Isla	Rojo oscuro	PDA	R2
SAN_01_20_AS	Species richness	4	4.9	1.971	4.067	16.092	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_20_AS	Shannon diversity	3.299	4.178	0.949	3.299	6.039	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_20_AS	Simpson diversity	2.941	3.75	0.845	2.941	5.406	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_20_PDA	Species richness	2	2	0.133	2	2.282	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_20_PDA	Shannon diversity	1.854	1.93	0.206	1.854	2.335	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_20_PDA	Simpson diversity	1.742	1.857	0.301	1.742	2.448	Sani Isla	Amarillo Anaranjado	PDA	R2
SAN_01_22_AS	Species richness	1	1	0.2	1	1.464	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_22_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_22_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_01_22_PDA	Species richness	1	1	0.129	1	1.276	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_01_22_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	PDA	R2

SAN_01_22_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Sani Isla	Rojo	PDA	R2
SAN_02_04_AS	Species richness	4	6.727	3.967	4.338	26.036	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_02_04_AS	Shannon diversity	2.424	3.314	0.995	2.424	5.264	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_02_04_AS	Simpson diversity	1.806	1.806	0.825	1.806	3.424	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_02_04_PDA	Species richness	3	3.438	1.181	3.025	10.564	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	PDA	R2
SAN_02_04_PDA	Shannon diversity	2.46	2.951	0.998	2.46	4.907	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	PDA	R2
SAN_02_04_PDA	Simpson diversity	2.133	2.545	1.073	2.133	4.649	San Francisco de Asis	Rojo oscuro	PDA	R2
SAN_JOSE_AS	Species richness	2	2.333	0.943	2.018	8.09	San José	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_JOSE_AS	Shannon diversity	1.89	2.52	2.013	1.89	6.466	San José	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_JOSE_AS	Simpson diversity	1.8	1.8	0.724	1.8	3.219	San José	Rojo	Agar Dextrosa Sabouraud	R2
SAN_JOSE_PDA	Species richness	2	2	0.46	2	3.596	San José	Rojo	PDA	R2
SAN_JOSE_PDA	Shannon diversity	1.649	1.853	0.484	1.649	2.801	San José	Rojo	PDA	R2
SAN_JOSE_PDA	Simpson diversity	1.471	1.471	0.566	1.471	2.579	San José	Rojo	PDA	R2

**ANEXO K: RESUMEN DE LA RIQUEZA DE ESPECIES ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.**

<b>Localidad</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desviación estándar</b>	<b>Error estándar</b>	<b>Intervalo de confianza inferior</b>	<b>Intervalo de confianza superior</b>
San Francisco de Asis	4.04	1.98	0.99	0.89	7.19
Patasyaku	2.38	1.84	0.46	1.40	3.36
Sani Isla	2.30	2.04	0.33	1.63	2.97
Limoncocha	2.25	0.50	0.25	1.45	3.05
San José	2.08	0.17	0.08	1.82	2.35
El Coca	1.50	0.55	0.22	0.93	2.07

**ANEXO L: RESUMEN DEL ÍNDICE DE SHANNON ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.**

<b>Localidad</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desviación estándar</b>	<b>Error estándar</b>	<b>Intervalo de confianza inferior</b>	<b>Intervalo de confianza superior</b>
San Francisco de Asis	3.07	1.05	0.53	1.40	4.75
Patasyaku	2.54	2.29	0.57	1.32	3.76
Limoncocha	2.21	0.58	0.29	1.29	3.13
San José	2.13	0.33	0.17	1.60	2.66
Sani Isla	2.10	1.15	0.19	1.72	2.48
El Coca	1.03	0.86	0.35	0.13	1.94

**ANEXO M: RESUMEN DEL ÍNDICE DE SIMPSON ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.**

<b>Localidad</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desviación estándar</b>	<b>Error estándar</b>	<b>Intervalo de confianza inferior</b>	<b>Intervalo de confianza superior</b>
San Francisco de Asis	2.62	1.38	0.69	0.43	4.81
Limoncocha	2.18	0.65	0.32	1.15	3.21
San José	1.94	0.73	0.36	0.78	3.09
Sani Isla	1.82	0.80	0.13	1.55	2.08
Patasyaku	1.65	0.89	0.22	1.18	2.12
El Coca	0.95	0.79	0.32	0.12	1.78





**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**

**DIRECCIÓN DE BIBLIOTECAS Y RECURSOS DEL APRENDIZAJE**

**UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL**

**REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA**

**Fecha de entrega:** 20 / 08 / 2021

<b>INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)</b>
<b>Nombres – Apellidos:</b> <i>Josue David Sanmiguel Chimbo</i>
<b>INFORMACIÓN INSTITUCIONAL</b>
<b>Facultad:</b> <i>Recursos Naturales</i>
<b>Carrera:</b> <i>Agronomía</i>
<b>Título a optar:</b> <i>Ingeniero Agrónomo</i>
<b>f. Analista de Biblioteca responsable:</b> <i>Lic. Luis Caminos Vargas Mgs.</i>

**LUIS  
ALBERTO  
CAMINOS  
VARGAS**

Firmado digitalmente por  
LUIS ALBERTO CAMINOS  
VARGAS  
Nombre de reconocimiento  
(DN): cn=EC, cn=IRIGSAMBA,  
serialNumber=D602766974,  
cn=LUIS ALBERTO  
CAMINOS VARGAS  
Fecha: 2021.08.04 16:03:34  
-05'00'



1501-DBRA-UTP-2021