



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
CARRERA AGRONOMÍA

CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS
ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA (*Bactris gasipaes*
Kunth), EN EL CANTÓN SANTA CLARA DE LA PROVINCIA DE
PASTAZA

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERA AGRÓNOMA

AUTORA:

KAREN MIKAELA NORIEGA BAÑO

Riobamba – Ecuador

2022



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
CARRERA AGRONOMÍA

CARACTERIZACIÓN DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS
ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA (*Bactris gasipaes*
Kunth), EN EL CANTÓN SANTA CLARA DE LA PROVINCIA DE
PASTAZA

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERA AGRÓNOMA

AUTORA: KAREN MIKAELA NORIEGA BAÑO

DIRECTOR: Ing. FERNANDO JOSÉ RIVAS FIGUEROA PhD.

Riobamba – Ecuador

2022

© 2022, Karen Mikaela Noriega Baño

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, KAREN MIKAELA NORIEGA BAÑO, 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 autora asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de integración curricular; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 02 de junio de 2022



Karen Mikaela Noriega Baño

060418115-6

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
CARRERA 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 EL CANTÓN SANTA CLARA DE LA PROVINCIA DE PASTAZA**, realizado por la señorita: **KAREN MIKAELA NORIEGA BAÑO**, 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.

	FIRMA	FECHA
Ing. Víctor Alberto Lindao Cordova Ph.D. PRESIDENTE DEL TRIBUNAL		2022-06-02
Ing. Fernando José Rivas Figueroa Ph.D. DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR		2022-06-02
Ing. Pablo Israel Álvarez Romero Ph.D. MIEMBRO DE TRIBUNAL		2022-06-02

DEDICATORIA

El presente trabajo de investigación dedico principalmente a Dios por darme la vida y la inspiración para cumplir mi meta más anhelada; a mis padres **Marco Noriega** y **Myriam Baño** quienes confiaron y me apoyaron desde principio a fin en el transcurso de mi carrera, además velando por mi bienestar y educación, depositando su entera confianza en cada reto que me he propuesto; a mis hermanos **Daniel**, **Marco Antonio**, y **Juan Carlos** por estar presentes y apoyarme cuando les necesitaba para poder cumplir y llegar al final de la carrera profesional; y a mi gato **Tommy** por acompañarme siempre y hacer mis días más felices.

Karen

AGRADECIMIENTO

Primeramente, agradezco a **Dios** y la Virgen María Auxiliadora por darme las fuerzas y la sabiduría para poder seguir mi sueño y cumplirlo.

Agradezco a **mis padres** y a **mis hermanos**, ya que sin el apoyo de ellos no hubiese llegado a culminar una de mis etapas estudiantil.

A mi director **Ingeniero Fernando Rivas Ph.D.** por hacerme parte de esta gran investigación y por el apoyo brindado durante la realización de la misma.

A mi asesor **Ingeniero Pablo Álvarez Ph.D.** por su colaboración y valiosos conocimientos en el desarrollo del presente trabajo.

Al **Ingeniero Álvaro Rivera** por su gran ayuda y colaboración durante todo el proceso de realización de la investigación.

Karen

TABLA DE CONTENIDO

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

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL.....	3
1.1 Origen, Adaptación y Distribución.....	3
1.1.1 <i>Origen</i>	3
1.1.2 <i>Adaptación</i>	3
1.1.3 <i>Distribución</i>	4
1.2 Chonta.....	4
1.2.1 <i>Aspectos generales</i>	4
1.2.2 <i>Taxonomía de la chonta</i>	5
1.2.3 <i>Descripción botánica</i>	5
1.3 Principales plagas y enfermedades del fruto de Chonta.....	6
1.3.1 <i>Plagas</i>	6
1.3.1.1 <i>Picudo negro barrenador del fruto (Palmelampus heinrichi)</i>	6
1.3.1.2 <i>Picudo gris barrenador del fruto (Parisoschoenus bactrisae)</i>	6
1.3.2 <i>Enfermedades</i>	6
1.3.2.1 <i>Pudrición blanca (Monilia sp.)</i>	6
1.3.2.2 <i>Moho blanco (Phytophthora palmivora)</i>	6
1.3.2.3 <i>Mancha chocolate (Pseudomonas syringae)</i>	7
1.3.2.4 <i>Tizón de racimo (Graphium sp.)</i>	7
1.3.2.5 <i>Pudrición negra del fruto (Ceratocystis sp. y Charolopsis sp.)</i>	7
1.4 Cosecha del fruto.....	7
1.4.1 <i>Cosecha desde el suelo</i>	8
1.4.2 <i>Escalado de la palma</i>	8

1.5	Manejo post-cosecha del fruto	8
1.6	Métodos de aislamiento, caracterización, identificación y conservación de microorganismos fúngicos	8
1.6.1	Métodos de aislamiento	8
1.6.1.1	<i>Aislamiento indirecto</i>	9
1.6.1.2	<i>Aislamiento directo</i>	9
1.6.2	<i>Métodos de caracterización e identificación de microorganismos</i>	9
1.6.2.1	<i>Caracterización macroscópica</i>	9
1.6.2.2	<i>Caracterización microscópica</i>	10
1.6.2.3	<i>Caracterización microscópica por micro cultivos</i>	10
1.6.3	<i>Métodos de conservación de microorganismos fúngicos</i>	11
1.6.3.1	<i>Conservación de microorganismos por cuñas</i>	11
1.6.3.2	<i>Conservación de microorganismos en glicerol a 20%</i>	12
1.6.3.3	<i>Conservación de microorganismos en agua destilada estéril</i>	12

CAPÍTULO II

2.	MARCO METODOLÓGICO.....	13
2.1	Características del lugar	13
2.1.1	<i>Localización en campo</i>	13
2.1.2	<i>Ubicación geográfica del área en estudio</i>	13
2.1.3	<i>Condiciones climáticas</i>	13
2.1.4	<i>Localización en laboratorio</i>	13
2.2	Materiales y equipos	14
2.2.1	<i>De campo</i>	14
2.2.2	<i>De escritorio</i>	14
2.2.3	<i>De laboratorio</i>	14
2.3	Metodología	15
2.3.1	<i>Registro de los principales signos y síntomas asociados a los frutos de chonta</i>	15
2.3.2	<i>Aislamiento de microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta</i>	15
2.3.3	<i>Caracterización e identificación de los microorganismos fúngicos prevalentes en los frutos de chonta</i>	15
2.3.4	<i>Tasa de crecimiento micelial</i>	16
2.3.5	<i>Preservación de cultivos fúngicos puros usando el método de Castellani y glicerol a -20°C</i>	16

2.4	Método de evaluación y registro de datos	16
2.4.1	<i>Numero de frutos (muestras) recolectados.....</i>	16
2.4.2	<i>Localidades</i>	16
2.4.3	<i>Análisis de la diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta</i>	16

CAPÍTULO III

3.	MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	18
3.1	Descripción de la sintomatología en los frutos de chonta atacados	18
3.2	Caracterización e identificación de los microorganismos fúngicos prevalentes en los frutos de chonta	23
3.3	Análisis de la diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta	39
3.3.1	<i>Abundancia relativa a nivel de filo, clase, orden, familia y genero con relación a las cuatro localidades en estudio</i>	39
3.3.2	<i>Diversidad de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta</i>	47

CONCLUSIONES..... 55

RECOMENDACIONES..... 56

GLOSARIO

BIBLIOGRAFIA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1:	Clasificación taxonómica de chonta (<i>Bactris gasipaes</i> Kunth)	5
Tabla 1-2:	Ubicación geográfica de las localidades de estudio del cantón Santa Clara Provincia de Pastaza.....	13
Tabla 3-3:	Porcentaje de los microorganismos fúngicos aislados de frutos de chonta en la Provincia de Pastaza.....	39
Tabla 4-3:	Test de Kruskal-Wallis para la riqueza de especies de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades	47
Tabla 5-3:	Test de Kruskal-Wallis para la diversidad de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades	48
Tabla 6-3:	Test de Kruskal-Wallis para la diversidad de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades	50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-3.	Fenotipo de chonta de color anaranjado con síntomas de pudrición blando-acuosa y pudrición seca.....	18
Figura 2-3.	Fenotipo de color amarillo con síntomas de necrosis con pudriciones secas y acuosas	19
Figura 3-3.	Fenotipo de color rojo con síntomas de necrosis y pudrición acuosa	19
Figura 4-3.	Características culturales del género <i>Geotrichum</i> sp. (Morfotipo_1) crecido en el medio de cultivo PDA	23
Figura 5-3.	Morfología del género <i>Geotrichum</i> sp. crecido en medio de cultivo PDA	24
Figura 6-3.	Características culturales del género <i>Fusarium</i> sp. (Morfotipo_2) crecido en el medio de cultivo PDA	25
Figura 7-3.	Morfología del género <i>Fusarium</i> sp. crecidos en medio de cultivo PDA	26
Figura 8-3.	Características culturales del género <i>Penicillium</i> sp. (Morfotipo_3) crecido en el medio de cultivo PDA	27
Figura 9-3.	Morfología del género <i>Penicillium</i> sp. crecidos en medio de cultivo PDA	28
Figura 10-3.	Características culturales del género <i>Rhizopus</i> sp. (Morfotipo_4) crecido en el medio de cultivo PDA	29
Figura 11-3.	Morfología del género <i>Rhizopus</i> sp. crecido en medio de cultivo PDA.....	30
Figura 12-3.	Características culturales del género <i>Cladosporium</i> sp. (Morfotipo_5) crecido en el medio de cultivo PDA	31
Figura 13-3.	Morfología del género <i>Cladosporium</i> sp. crecidos en medio de cultivo PDA..	32
Figura 14-3.	Características culturales del género <i>Mucor</i> sp. (Morfotipo_6) crecido en el medio de cultivo PDA	33
Figura 15-3.	Morfología del género <i>Mucor</i> sp. crecidos en medio de cultivo PDA	35
Figura 16-3.	Características culturales del género <i>Ceratocystis</i> sp. (Morfotipo_7) crecido en el medio de cultivo PDA	36
Figura 17-3.	Morfología del género <i>Ceratocystis</i> sp. crecidos en medio de cultivo PDA.....	38

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-3.	Abundancia relativa a nivel de filo de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la provincia de Pastaza.	40
Gráfico 2-3.	Abundancia relativa a nivel de clase de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.	41
Gráfico 3-3.	Abundancia relativa a nivel de orden de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.	43
Gráfico 4-3.	Abundancia relativa a nivel de familia de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.	44
Gráfico 5-3.	Abundancia relativa a nivel de género de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.	46
Gráfico 6-3.	Diagrama de caja y bigote para la riqueza de especies de microorganismos fúngicos aislados en las cuatro localidades de la provincia de Pastaza.	47
Gráfico 7-3.	Diagrama de caja y bigote para el índice de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las cuatro localidades de la Provincia de Pastaza.	49
Gráfico 8-3.	Diagrama de caja y bigote para el índice de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las cuatro localidades de la provincia de Pastaza.	51

ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A:** AISLAMIENTO INDIRECTO DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA
- ANEXO B:** AISLAMIENTO DIRECTO DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA
- ANEXO C:** CONTEO DE LAS COLONIAS FÚNGICAS DE LOS FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.
- ANEXO D:** CULTIVO MONOSPÓRICO DE LOS MORFOTIPOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA
- ANEXO E:** REALIZACIÓN DE MICROCULTIVOS DE LOS MORFOTIPOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA
- ANEXO F:** PRESERVACIÓN DE LOS MORFOTIPOS FÚNGICOS AISLADOS DE LOS FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.
- ANEXO G:** MORFOTIPOS CARACTERIZADOS, IDENTIFICADOS OBTENIDOS DE LOS FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA Y CLASIFICADOS POR JERARQUÍAS UTILIZANDO LA HERRAMIENTA BIOINFORMÁTICA TAXONOMY DEL NCBI
- ANEXO H:** RIQUEZA DE ESPECIES, ÍNDICE DE SHANNON E ÍNDICE DE SIMPSON TOTALES DE LA DIVERSIDAD FÚNGICA ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.
- ANEXO I:** RESUMEN DE LA RIQUEZA DE ESPECIES ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE PASTAZA¹
- ANEXO J:** RESUMEN DEL ÍNDICE DE SHANNON ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE PASTAZA
- ANEXO K:** RESUMEN DEL ÍNDICE DE SIMPSON ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE PASTAZA.

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

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

RESUMEN

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo caracterizar los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth), en el cantón Santa Clara de la provincia de Pastaza. Se definieron tres diversos fenotipos: anaranjado (10R 5/10), amarillo (2,5Y 8/10) y rojo (10R 4/10) de chonta basados en la escala de colores de Munsell para tejidos vegetales y en la carta de colores Pantone atacados por microorganismos fúngicos, posterior se realizaron aislamientos directos e indirectos de tejido enfermo del fruto. Para la caracterización cultural se describió sus características morfológicas tales como: forma, elevación, margen, textura, tamaño y pigmentación; mientras tanto para la caracterización morfológica se basó en describir las estructuras observadas con la ayuda del microscopio. Los hongos identificados fueron utilizados para el análisis de diversidad fúngica utilizando una matriz de abundancia relativa de géneros, posteriormente fueron agrupados en Unidades Taxonómicas Operacionales. Las sintomatologías encontradas fueron: pudriciones de consistencia blando-acuosas con mal olor, costras y manchas cafés, necrosis de forma circular con exudados oscuros, micelio que varió entre blanco, verdoso, grisáceo de aspecto algodonoso o pulverulento, puntos circulares necróticos, en ciertos casos formando depresiones circulares o alargadas. Los microorganismos fúngicos que se aislaron fueron: *Geotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Rhizopus* sp., *Mucor* sp., *Cladosporium* sp., y *Ceratocystis* sp. Se recomienda realizar más colectas con frutos de diferentes fenotipos; así como la caracterización molecular de los microorganismos fúngicos de los frutos de chonta.

Palabras clave: <FENOTIPOS>, <CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth)>, <CULTIVOS>, <MICROORGANISMOS FÚNGICOS>, <DIVERSIDAD FÚNGICA>, < PASTAZA (PROVINCIA)>.

1234-DBRA-UTP-2022

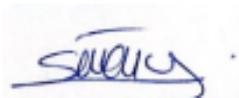
D.B.R.A.T.
Ing. Cristhian Castillo



ABSTRACT

The objective of this research work was to characterize the fungal microorganisms associated with chonta fruits (*Bactris gasipaes* Kunth), in the Santa Clara canton, Pastaza province. Three different phenotypes were defined as orange (10R 5/10), yellow (2.5Y 8/10), and red (10R 4/10) of chonta based on the Munsell color scale for plant tissues and on the Pantone color chart attacked by fungal microorganisms, followed by direct and indirect isolations of diseased fruit tissue. For the cultural characterization, morphological characteristics were described, such as shape, elevation, margin, texture, size, and pigmentation. Instead, the morphological characterization was based on the description of the structures observed with the aid of the microscope. The identified fungi were used for fungal diversity analysis using a relative abundance matrix of genera and then grouped into Operational Taxonomic Units. The symptomatologies found were rotting of soft-watery consistency with bad odor, crusts and brown spots, circular necrosis with dark exudates, mycelium that varied between white, greenish, grayish of cottony or powdery appearance, circular necrotic spots, in some cases forming circular or elongated depressions. The fungal microorganisms isolated were: *Geotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Rhizopus* sp., *Mucor* sp., *Cladosporium* sp., y *Ceratocystis* sp. It is recommended to carry out more collections with fruits of different phenotypes and the molecular characterization of fungal microorganisms of chonta fruits.

Keywords: <PHENOTYPES>, <CHONTA (*Bactris gasipaes* Kunth)>, <ROT>, <FUNGAL MICROORGANISMS>, <FUNGAL DIVERSITY>, <PASTAZA (PROVINCE)>.



Silvana Patricia Céleri Quinde

C.C. 0602669830

INTRODUCCIÓN

A. Importancia

Bactris gasipaes fue sin duda la palmera de mayor importancia en la América precolombina, y constituye el principal cultivo de los amerindios de un extenso territorio del trópico húmedo e incluso de algunas zonas del trópico seco (Mora-Urpi, 1983, p. 118-160).

Además de su amplia distribución, el valor nutricional es una característica muy importante de la chonta. Los troncos se utilizan para muchos propósitos, como la construcción de cercas, porque las espinas son un excelente medio de protección. La madera también se utiliza para fabricar dardos, lanzas, arcos, flechas, bastones, anzuelos y telares (Seibert, 1950, pp. 1-8).

Los brotes de las hojas tiernas se utilizan como legumbres. A veces se muelen, se tamizan y se usan como bebidas, y luego se usan como vino después de la fermentación. Díganos que estas láminas se utilizan para cubrir el techo. Cualquiera que haya visto o usado este tipo de palma se dará cuenta de que debido a que las hojas tienen espinas no son fáciles de operar, también mencionó que las espinas se usan como agujas (Seibert, 1950, pp-1-8).

Los brotes de yuca, el tabaco y otras hierbas se hierven en agua salada para hacer flores. Una vez que el agua se evapora, todos los materiales medicinales salados se guardan y se utilizan para aromatizar. Las frutas son la parte más importante de la palmera, y se comen de muchas formas: hervidas, asadas o en chicha; también son un elemento importante en la dieta de los lugareños de los Andes orientales desde Brasil hasta Costa Rica (Seibert, 1950, pp-1-8).

Económicamente, es una planta que hay que potenciar porque su contenido proteico-vitamínico es un excelente complemento alimenticio (Seibert, 1950, pp-1-8).

B. Problema

No se dispone información de microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta del Cantón Santa Clara de la Provincia de Pastaza y que podrían mermar la calidad nutricional del fruto. Dado que Ecuador alberga una enorme diversidad genética y variabilidad fenotípica del fruto del chontaduro/chonta (*Bactris gasipaes* Kunth).

C. Justificación

Debido a la falta de información acerca de los microorganismos fúngicos del fruto chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) por parte de productores se da a la realización de presente proyecto de investigación, la cual tiene por objetivo principal la caracterización tanto cultural como morfológica de la diversidad presente en la misma, ya que los papeles de estos organismos juegan un rol importante en la salud de la fruta y que podrían afectar la calidad nutricional y presentación del fruto dando como resultado un bajo interés de consumidores.

D. Objetivos

a. Objetivo general

Caracterizar los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth), cosechados, en el cantón Santa Clara de la provincia de Pastaza.

b. Objetivos específicos

- Describir los síntomas y signos presentes en los frutos de Chonta.
- Identificar morfológica y culturalmente los aislados fúngicos asociados a los frutos de Chonta.
- Determinar la diversidad fúngica presente en los frutos de chonta.

E. Hipótesis

a. Nula

La diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta no difiere entre las diferentes localidades del cantón Santa Clara de la provincia de Pastaza.

b. Alterna

La diversidad fúngica asociada a los frutos de chonta si difiere entre las diferentes localidades del cantón Santa Clara de la provincia de Pastaza.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

1.1 Origen, Adaptación y Distribución

1.1.1 Origen

Bactris gasipaes es una especie de palma que se originó en América del Sur y se ha cultivado comercialmente en las regiones tropicales de América Central y del América del Sur. Su distribución geográfica es muy extensa, se encuentra en Honduras, sur de Bolivia y sur de Brasil, y también se ha encontrado en algunas islas de las Antillas, especialmente Trinidad (Mora-Urpi, 1983, pp. 118-160).

La chonta era ampliamente utilizada por antiguas culturas nativas españolas; su importancia como fuente de alimento disminuyó durante la colonia, al igual que muchas otras especies nativas. Unas de las principales razones de su reducción son la introducción de nuevos cultivos alimentarios, la falta de tecnología para su procesamiento, los subsidios gubernamentales, la falta de hábitos de consumo y el desarrollo de otros cultivos. Sin embargo, esta especie sigue teniendo importancia relativa en algunas tribus nativas del Amazonas y se utiliza cada vez más en la dieta de algunas personas en la América tropical (Castañeda et al., 2001, p. 92).

Considera que la chonta pudo originarse no solo en un lugar, sino en varios de la Amazonía occidental y el noroeste de América del Sur, y se ubica a través de diferentes cruces.

Suponiendo que la domesticación se produce de forma independiente en diferentes lugares, es un cultivar derivado de cada proceso, lo que conduce a la formación de razas hermanas.

Teniendo en cuenta las diferencias observadas entre las etnias de chonta que existen en estas áreas, esta hipótesis explicará mejor el posible origen de la especie (Villachica, 1996, p.217).

1.1.2 Adaptación

La palma de chonta se adapta con buenos resultados en zonas con altitudes desde el nivel del mar hasta los 1,500 m. Se encuentra silvestre en zonas con lluvia entre los 1,500 y 6,000 mm/año, y es cultivado donde el rango de lluvias esta entre 1,700 y 4,000 mm/año. La

distribución de las lluvias es muy importante: la planta tolera periodos secos, pero cuando estos son mayores de tres meses, se produce un retardo en el crecimiento del tallo para palmito o reducción en la fructificación (Villachica, 1996, p.218).

La planta no tolera condiciones de mal drenaje. Está bien adaptada a los suelos ácidos de baja fertilidad, aunque produce mejor en los suelos de mayor fertilidad. Las micorrizas asociadas al sistema radical le permiten utilizar el fosforo en los suelos ácidos de la Amazonia. La producción de palmito es más sostenida en los suelos de mayor fertilidad, mientras que los suelos ácidos de baja fertilidad o aquellos que han sido degradados por el uso inadecuado (Villachica, 1996, p.218).

Debido a su rápido crecimiento inicial, puede ser asociado con otros cultivos anuales, únicamente durante el primer año. En los primeros meses después del trasplante se beneficia por la sombra de los cultivos anuales, pero para lograr el mayor rendimiento debe cultivarse a pleno sol, ya que las plantas adultas no toleran la sombra (Villachica, 1996, p.218).

1.1.3 Distribución

El cultivo de chonta está presente desde el noroeste de Honduras hasta el centro de Bolivia, y desde la desembocadura del Amazonas hasta la costa del Pacífico de Ecuador y Colombia. En Ecuador, se encuentra ampliamente distribuida en el trópico húmedo a lo largo de la costa, así como en toda la Amazonía (Castañeda et al., 2001, p.91).

La chonta también se encuentra en el occidente de Venezuela, la costa caribeña de Colombia, la costa del Pacífico, las estribaciones occidentales de los Andes en Colombia y Ecuador, y las estribaciones orientales de los Andes y la Amazonía en Perú, Bolivia. En Ecuador se encuentra en los bosques húmedos tropicales y subtropicales de la costa y en los bosques semiáridos de las provincias de Manabí, El Oro, Loja y Los Ríos. En 2004, se reportaron las primeras poblaciones de chonta en la cuenca sur superior de Garica (Zamora Chinchipe) en la Amazonía ecuatoriana, y esta crece a bajas densidades en pequeños remanentes de vegetación y bosques secundarios (Montufar et al., 2013, p. 79).

1.2 Chonta

1.2.1 Aspectos generales

La chonta es una palmera perteneciente a la familia Arecáceas, de gran trascendencia en las Américas durante el período precolombino, fue apoyada por ataques en varios lugares de regiones tropicales y subtropicales como Costa Rica, Brasil y Colombia, donde tiene mayor relevancia, por lo que la chonta se considera el principal sustento de muchas culturas pertenecientes a la época prehispánica (Mora-Urpi, 1983, p. 118-160).

1.2.2 Taxonomía de la chonta

Bactris gasipaes Kunth presenta la siguiente taxonomía:

Tabla 1-1: Clasificación taxonómica de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth)

Tipo	Fanerogamas
Subtipo	Angiospermas
Clase	Monocotiledoneas
Subclase	Micrانتinas
Orden	Espadiciflorineas
Familia	Palmaceas
Genero	<i>Bactris</i>
Especie	<i>Gasipaes</i>
Nombres comunes:	Chontaduro Pijuayo Pejinaye Pupunja

Fuente: Corpoica, 1996, p. 4

Realizado por: Karen Noriega, 2022

1.2.3 Descripción botánica

Palma cespitosa, sistema radicular fibroso, extenso y poco profundo; entrenudos del tallo con espinas, alternados con nudos sin espinas, formados por cicatrices en las hojas. Su tamaño varía entre 10 y 25 cm de altura, la longitud de las hojas suele ser superior a los 2 m, conteniendo más de 200 folíolos. La inflorescencia está cubierta por dos brácteas, la exterior es gruesa y corta, la interior envuelve la inflorescencia hasta la madurez; existen miles de flores masculinas en el eje de la rama, y cientos de flores femeninas esparcidas en el medio, un poco más grandes que las flores masculinas. Los frutos tipo drupa de varios tamaños están entre los 4.300 gramos, el exocarpo es delgado, rojo o amarillo; el mesocarpo de consistencia harinosa puede tornarse

anaranjado; el endocarpo es negro y duro; según el tipo ecológico las semillas suelen ser de diferentes tamaños, alrededor de los 4 gramos, estos tardan entre los 45 a 90 días en germinar (Mora-Urpi, 1983, p. 118).

1.3 Principales plagas y enfermedades del fruto de Chonta

1.3.1 Plagas

*1.3.1.1 Picudo negro barrenador del fruto (*Palmelampus heinrichi*)*

Se considera la principal plaga del cultivo de chonta, debido a la importancia de su nivel poblacional, distribución, frecuencia y daño, es un gorgojo negro brillante, de aproximadamente unos 4 mm de largo, cuerpo liso, redondo hacia abajo. Los pequeños frutos formados por consecuencia del daño caen prematuramente al suelo, en donde las larvas continúan desarrollándose (Constantino et al., 2021, p. 26).

*1.3.2.2 Picudo gris barrenador del fruto (*Parisoschoenus bactrisae*)*

Son pequeños gorgojos de 3,5 - 4,0 mm de longitud y de color gris. Al igual que *P. heinrichi*, las larvas forman canales dentro del fruto, provocando su caída prematura, facilitando así la entrada de patógenos y hongos que descomponen el fruto (Constantino et al., 2021, p. 21).

1.3.2 Enfermedades

*1.3.2.1 Pudrición blanca (*Monilia* sp.)*

Se considera la enfermedad más grave porque ataca al fruto y existe con mayor intensidad en los años más húmedos (Hernández y otros 1992, p. 217).

Actualmente, se presenta en todo tipo de frutos verdes, comenzando por pequeñas manchas amarillas, y cuando crezcan serán cubiertas por los frutos blancos del hongo. Dado que el olor atrae a muchos insectos, pueden ser portadores importantes, aunque el viento solo puede propagarse cuando los estomas están secos (Ojeda 2004, p.47).

*1.3.2.2 Moho blanco (*Phytophthora palmivora*)*

Al principio demostró ser una enfermedad con un gran potencial, pero con el tiempo ha demostrado ser una enfermedad "demasiado tarde para quedarse" porque en realidad ha desaparecido. Los síntomas son muy similares a los de *Monilia*, mostrando un crecimiento de micelio similar al algodón más grande y sin olor desagradable (Ojeda 2004, p.47).

1.3.2.3 Mancha chocolate (Pseudomonas syringae)

Comienza como una mancha superficial, ligeramente hundida, de color marrón claro, que comienza en la parte superior y luego se extiende a toda la fruta. Sin penetrar en la pulpa, el fruto mantiene su consistencia; afecta a todos los tipos y tamaños. Solo ocurre severamente en años con lluvias excesivas (Ojeda 2004, p. 48).

1.3.2.4 Tizón de racimo (Graphium sp.)

Sus síntomas son un crecimiento deficiente y un secado gradual de las ramas pequeñas que pueden dejar caer frutos. Su control es preventivo, estableciendo una distancia suficiente para la siembra y el cultivo, para que las plantas de esta manera alcancen una buena fertilidad (Corpoica 1996, p. 10).

1.3.2.5 Pudrición negra del fruto (Ceratocystis sp. y Charolopsis sp.)

Sus síntomas son pulpa ennegrecida y fermentada, atrayendo insectos. Esta es una enfermedad típica en estación seca. Durante el trasplante y almacenamiento, su control se basa en remojar los racimos de frutos cosechados en fungicidas al inicio de la madurez, es recomendado que cada litro de agua contenga de 1 a 4 gramos de producto. A menudo, aparecen manchas negras causadas por hongos, rara vez son un ataque grave (Corpoica 1996, p. 10).

1.4 Cosecha del fruto

Si la plantación ha tenido un buen manejo la producción de fruta comienza a los 3 años de edad. Es posible cosechar 50 a 100 kilogramos/planta (Corpoica 1996, p.11).

La cosecha del racimo se efectúa cuando el fruto inicia su maduración o cambio de color de verde a rojo, amarillo, anaranjado, matizados de ambos colores o con verde. Iniciada su maduración, el fruto puede durar en la palma un tiempo aproximado de 2 meses. Características

de la planta, como la presencia de espina en el estípite y altura, han generado diversos sistemas de cosecha:

1.4.1 Cosecha desde el suelo

Utilizando varas de madera o guaduas a las cuales en su extremo está amarrado un garabato o media luna, con el cual se agarra el pedúnculo del racimo y se hala, ya sea hacia arriba o hacia abajo hasta desgarrado. Este sistema presenta las desventajas de desgajamiento del racimo (esparcimiento de frutos), estropeo o avenas en el fruto por espinas o golpe en el suelo, generando con ello deterioro de la calidad y, por ende, inicio de su descomposición.

1.4.2 Escalado de la palma

Esta labor se hace ya sea mediante el uso de marotas" o escaleras. La utilización de uno de estos métodos permite causar el menor daño posible, tanto al racimo como al fruto, ya que se desprende el racimo de la palma, directamente con la mano o herramienta (machete, medialuna) después de un amarre del pedúnculo con el lazo que facilitará bajar el racimo al suelo. De estos sistemas el más utilizado son las marotas, que consiste en dos triángulos de madera amarrados al estípite (tallo), un triángulo en sus brazos y otro en sus pies, lo que le permite avanzar moviéndolos de manera alterna (Castañeda et al., 2001, p.11).

1.5 Manejo post-cosecha del fruto

Una vez cosechados los racimos se almacenan, evitando apilarlos. Los frutos no deben ser almacenados por largos periodos de tiempo, preferiblemente máximo dos días (Corpoica, 1996, p. 11).

1.6 Métodos de aislamiento, caracterización, identificación y conservación de microorganismos fúngicos

1.6.1 Métodos de aislamiento

Para el aislamiento de hongos fitopatógenos asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) se realizaron mediante las siguientes metodologías:

1.6.1.1 Aislamiento indirecto

Para la siembra indirecta de la muestra se realizan cortes de porciones de aproximadamente 2 mm² de muestra que contenga 50% de tejido vegetal enfermo y 50% de tejido vegetal sano, previa colocación de la misma en cámara húmeda; independientemente, las porciones de la muestra vegetal se desinfectan sumergiéndolas en una caja de Petri que contenga 25 mL de solución de hipoclorito de sodio al 0,25 % (durante un tiempo de 30 segundos); una vez terminado este período de tiempo y con una pinza estéril, se toman las porciones de muestras vegetales, se enjuagan en dos cajas de Petri, cada una con 25 mL de agua destilada estéril, y se dejan en ellas durante un minuto. Con pinza estéril se toman las porciones desinfectadas, se colocan sobre papel secante estéril y se realizan asépticamente siembras directas con asa en ángulo, introduciéndolas en cada una de las tres incisiones realizadas previamente en el medio de cultivo (Agar Sabourad o Agar Papa Dextrosa), se incuba a temperatura de 25°C durante 2 a 14 días o hasta que aparezcan colonias fúngicas. Una vez se visualice el microorganismo, se purifica en cajas de Petri con medio de cultivo que permita mejor crecimiento (Estrada et al., 2019, p. 84).

1.6.1.2 Aislamiento directo

Para el aislamiento del hongo con la presencia de signos, se realizó lo siguiente: del vegetal de donde se aspira recuperar crecimientos de hongos, se procede a tomar con una aguja de disección previamente estéril el hongo que se visualiza en el tejido con la ayuda de un estereomicroscopio, posteriormente se siembra en cajas de Petri con diferentes tipos de medios de cultivo que favorezcan su crecimiento (PDA a una concentración del 3,9%); después del período de incubación a 25°C durante un tiempo de 7 días, se purifica sembrándolo en cajas de Petri con medio de cultivo (Estrada et al., 2019, p. 84).

1.6.2 Métodos de caracterización e identificación de microorganismos

1.6.2.1 Caracterización macroscópica

Para caracterizar las características morfológicas (macro) de los microorganismos es decir de los hongos filamentosos, posterior al período de incubación y crecimiento, se determina las características del cultivo, tales como: superficie, topografía, producción de pigmentos, apariencia, entre otras (Estrada et al., 2019, p. 93).

1.6.2.2 Caracterización microscópica

Para determinar las características morfológicas de los microorganismos es decir de los hongos filamentosos, posterior al período de incubación, se debe realizar una placa sobre la cual crece el hongo, y las características observadas deben observarse bajo el microscopio; existen dos formas de hacer la placa

1) Placa hecha con estilete:

En condiciones de esterilidad, se coloca una gota de azul de lactofenol sobre el portaobjetos, se utiliza el estilete para quitar una pequeña parte del hongo en crecimiento de la placa de Petri y se coloca en otro tubo. Se dispensa suavemente con el ayuda de la aguja de disección colocando con un cubreobjetos y se determina las características morfológicas bajo la observación del microscopio (Estrada et al., 2019, p. 95).

2) Placa hecha con cinta:

En condiciones de esterilidad, se retira una pequeña porción de la cinta adhesiva con los dedos. La cinta pasa la parte adhesiva cerca del cultivo y se aplica suavemente una pequeña presión con el dedo (a través de su parte no adhesiva) sobre el cultivo. Se retirar y se coloca; Desdoblar la cinta con la ayuda de la otra mano, se pega bien sobre el portaobjetos de vidrio que contiene una gota de azul de lactol, el cual se deja reposar durante un minuto y luego se observa bajo el microscopio (Estrada et al., 2019, p. 95).

3) Placa realizada con cinta adhesiva colocada directamente en el tejido vegetal con signos:

De la muestra de la planta, donde se logra visualizar el hongo, se retira la muestra con cinta adhesiva, y luego se coloca la muestra en el portaobjetos que contiene una gota de azul lactofenol (Estrada et al., 2019: p. 96).

1.6.2.3 Caracterización microscópica por micro cultivos

Estrada et al. (2019, p. 84) menciona: Cuando la observación e identificación de las microcaracterísticas es difícil de lograr en la placa elaborada por el método anterior se utilizó microcultivo, el cual puede ser por varios métodos como:

1) Microcultivo de hongos por punción:

Para lograr el microcultivo se prepara una placa de Petri previamente estéril con medio de cultivo agar de 9 mm de espesor y se corta un bloque de agar de 1 cm² para que el hongo se desarrolle con normalidad; estos bloques de agar se colocan en un portaobjetos de vidrio y se inoculan la parte del hongo puro en el centro de cada uno de los cuatro lados de la parte de agar y se coloca un cubreobjetos; se coloca algodón estéril húmedo con tres gotas de agua con glicerina con una concentración del 10% en cada caja, se sella la caja y se mantiene a la temperatura de 25°C, posteriormente se incuba (Estrada et al., 2019, p. 84).

2) Microcultivos por diluciones:

Se preparan diluciones con concentraciones a partir de 1/10 a 1/100000 desde cultivos que esten bien esporulados; estos se siembran individualmente (en cada placa de Petri con agar para proporcionar un crecimiento óptimo) (Estrada et al., 2019, p. 84).

3) Lectura de los microcultivos:

Observe el microcultivo directamente bajo el microscopio; luego saque el portaobjetos de vidrio, agregue una gota de azul lactofenol, saque con cuidado el portaobjetos de vidrio, colóquelo sobre el portaobjetos de vidrio, déjelo reposar durante un minuto y observe bajo el microscopio. Finalmente, retire la parte de agar del portaobjetos de microcultivo y deséchelo; agregue una gota de azul de lactofenol al portaobjetos, cubra con una nueva cubierta, selle el borde con esmalte incoloro y observe bajo el microscopio; la estructura del hongo no se deforma y el tiempo de almacenamiento es más largo (Estrada et al., 2019, p. 84).

1.6.3 Métodos de conservación de microorganismos fúngicos

1.6.3.1 Conservación de microorganismos por cuñas

Para la conservación del microorganismos del cultivo de hongo puro se siembra una porción de micelio con la ayuda de una ajuga de disección estéril en la mitad de la superficie del medio de cultivo (en pico de flauta) que favorece el crecimiento y contenido en tubos de ensayos con tapa roscable estériles y en condiciones de asepsia bajo la cabina de flujo laminar, luego se lleva a la incubadora a una temperatura de 25°C, durante aproximadamente 7 días, y finalmente se conserva a temperatura ambiente (Estrada et al., 2019, p. 120).

1.6.3.2 Conservación de microorganismos en glicerol a 20%

El glicerol ha demostrado ser una de las mejores sustancias por cuanto sus características moleculares le permiten simular una vitrificación alrededor del microorganismo, para la preservación de los cultivos fúngicos se realizaron suspensiones de esporas, para hacer dichas suspensiones se utiliza glicerol con una concentración del 10%, en un Erlenmeyer que contenga 200 mL del mismo, luego se guardan en tubos previamente estériles (1mL/tubo) a una temperatura de 4°C durante 4 horas, y por ultimo a temperaturas de congelación. El glicerol tiene un efecto protector durante el periodo de congelación-descongelación en la preservación de los microorganismos (Tello et al, 1991, p.46).

1.6.3.3 Conservación de microorganismos en agua destilada estéril

Este método es muy empleado, debido a sus altos porcentajes de viabilidad en diversos tipos de microorganismos fúngicos. Consiste en realizar suspensiones en agua destilada estéril unas cuantas células del cultivo que se quiere conservar, en tubos de 10 mL previamente estériles. Los resultados obtenidos en los laboratorios en la conservación de microorganismos por este método muestran altos porcentajes de viabilidad en períodos a veces superiores a 5 años. (Arencibia et al., 2008, p. 8).

CAPÍTULO II

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1 Características del lugar

2.1.1 Localización en campo

El presente trabajo de investigación se realizó en plantaciones dedicadas a la chonta, ubicadas en el cantón Santa Clara de la provincia de Pastaza

2.1.2 Ubicación geográfica del área en estudio

Tabla 1-2: Ubicación geográfica de las localidades de estudio del cantón Santa Clara Provincia de Pastaza

LOCALIDAD	LATITUD	LONGITUD	ALTITUD
San Cristóbal	77,83435	1,289002778	953,3 msnm
Hatun Atahualpa	77,75721111	1,30285	942,3 msnm
San francisco	57,96416667	1,295977778	967,8 msnm

Fuente: Google Earth

Realizado por: Karen Noriega, 2022

2.1.3 Condiciones climáticas

Temperatura promedio: 18° C

Humedad relativa: 81,10 %

Precipitación anual: 150 mm

Fuente: Climate-data.org

2.1.4 Localización en laboratorio

El trabajo de investigación tuvo lugar en el Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Recursos Naturales en la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, ubicado en la panamericana sur km 1 ½, Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo, Ecuador.

2.2 Materiales y equipos

2.2.1 De campo

Machete, libreta de apuntes, GPS (Garmin), hielera de espuma flex, tijera, tarrinas plásticas, marcadores, cinta masqui, fundas plásticas.

2.2.2 De escritorio

Computadora, calculadora, regla, impresora, internet, papel bond, lápices, esferos, cuaderno, carpetas plásticas, borrador.

2.2.3 De laboratorio

2.2.3.1 Material biológico

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

2.2.3.2 Materiales

Bisturí, cajas 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 estreptomina, 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 signos y síntomas asociados a los frutos de chonta

Se registraron las principales manifestaciones sintomatológicas externas e internas observadas en los diferentes fenotipos de color (basados en la escala de colores de Munsell para tejidos vegetales y en la carta de colores Pantone) 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 de chonta

El aislamiento de los microorganismos de tejido enfermo del fruto, se realizó en el Laboratorio de Fitopatología, de la Facultad de Recursos Naturales, de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo; donde se efectuó el aislamiento directo e indirecto de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta.

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

Las caracterizaciones de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta se realizaron mediante la caracterización cultural que consiste principalmente en describir sus características morfológicas tales como: forma, elevación, margen, textura, tamaño y

pigmentación; mientras tanto la caracterización morfológica se basó en describir las estructuras observadas con la ayuda del microscopio (Rivas, 2015: p.37).

2.3.4 Tasa de crecimiento micelial

Se colocaron discos de micelio de 6 mm de diámetro de cada microorganismo encontrado en los frutos de chonta en el centro de cajas de Petri con medio de cultivo PDA; a partir de las 24 horas de la siembra se realizaron mediciones del diámetro de crecimiento de las colonias con la ayuda de un calibrador digital (Stainless Hardened); dichas mediciones se fueron realizando diariamente hasta que cada microorganismo complete su crecimiento en la caja.

2.3.5 Preservación de cultivos fúngicos puros usando el método de Castellani y glicerol a - 20°C

Para la preservación de los cultivos fúngicos asociados a los frutos de chonta se realizaron mediante tres métodos: conservación por el método de cuñas, conservación por el método de glicerol al 10%, y la conservación en agua destilada estéril.

2.4 Método de evaluación y registro de datos

2.4.1 Numero de frutos (muestras) recolectados

Se elaboró una matriz en Excel que contempló la siguiente información: número de frutos sanos, número de frutos atacados, color de la corteza (fenotipos de color), y descripción de principales signos y síntomas presentes en los mismos.

2.4.2 Localidades

Los registros de las zonas, 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 los frutos de chonta

Los hongos caracterizados culturalmente y morfológicamente e identificados fueron utilizados para el análisis de diversidad fúngica asociada a frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth), utilizando una matriz de abundancia relativa de géneros, posteriormente fueron agrupados en Unidades Taxonómicas Operacionales. Los gráficos con la composición taxonómica de los géneros fueron realizados utilizando el programa R 4.2.1.0 (R Development Core Team) y las librerías ggplot2. Los análisis de la 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 (Prueba de Kruskal-Wallis).

CAPÍTULO III

3. MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

3.1 Descripción de la sintomatología en los frutos de chonta atacados

Se estudió las sintomatologías externas e internas presentes en los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) colonizados por microorganismos fungosos en la Provincia de Pastaza, siendo estos:

Los fenotipos de frutos de chonta de color anaranjado (10 R 5/10) presentaron pudriciones blando-acuosas (**Figura 1-3 f**) con mal olor, y pudriciones secas con presencia de costras de color café y color negro (**Figura 1-3 e**) en la mayor parte del epicarpio del fruto; además también se pudo observar la presencia de exudados con micelio blanquecino (**Figura 1-3 d**)



Figura 1-3. Fenotipo de chonta de color anaranjado con síntomas de pudrición blando-acuosa y pudrición seca

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Los fenotipos de frutos de chonta de color amarillo (2,5Y 8/10) presentaron síntomas de necrosis tanto en la epidermis como en la bráctea de la mayoría del fruto (**Figura 2-3 a**), se observaron también pudriciones acuosas con la presencia de exudados es decir secreciones de resinas o látex (**Figura 2-3 c**), así como también pudriciones secas con manchas necróticas de color café y color negro con la presencia de puntos hendidos color negro (**Figura 2-3 d**)

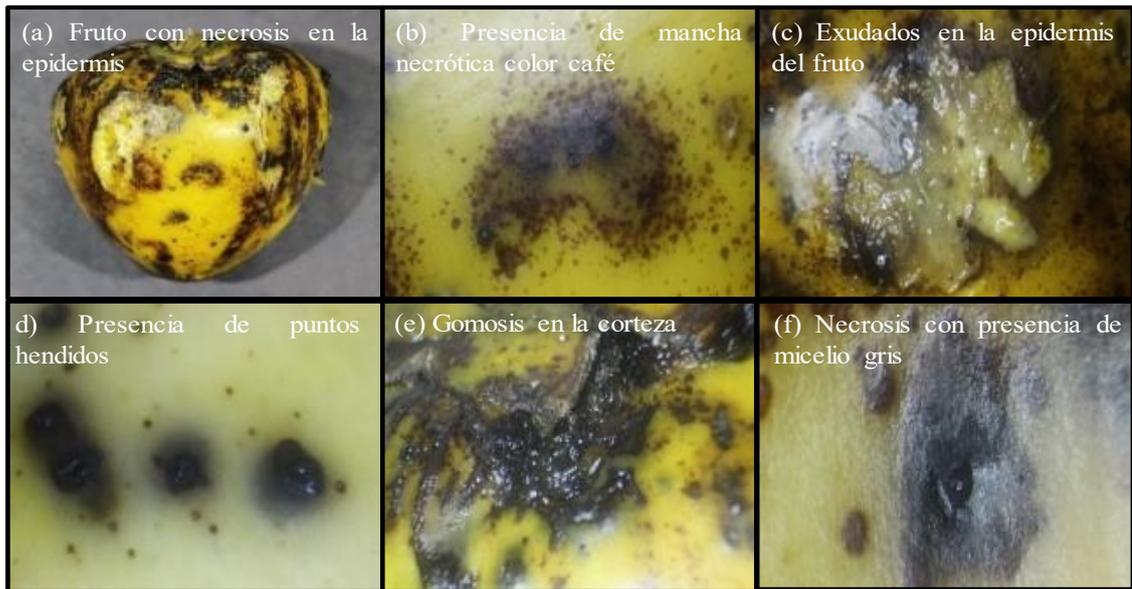


Figura 2-3. Fenotipo de color amarillo con síntomas de necrosis con pudriciones secas y acuosas

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Los fenotipos de frutos de chonta de color rojo (10R 4/10) presentaron pudriciones acuosas y pudriciones secas con costras de color café y negro (**Figura 3-3 c**) también con la presencia de puntos hundidos (**Figura 3-3 e**); en las pudriciones acuosas se observó la presencia de un micelio color blanco que transmitía un mal olor (**Figura 3-3 b**); y también se logró evidenciar secreciones es decir exudados. (**Figura 3-3 d**)

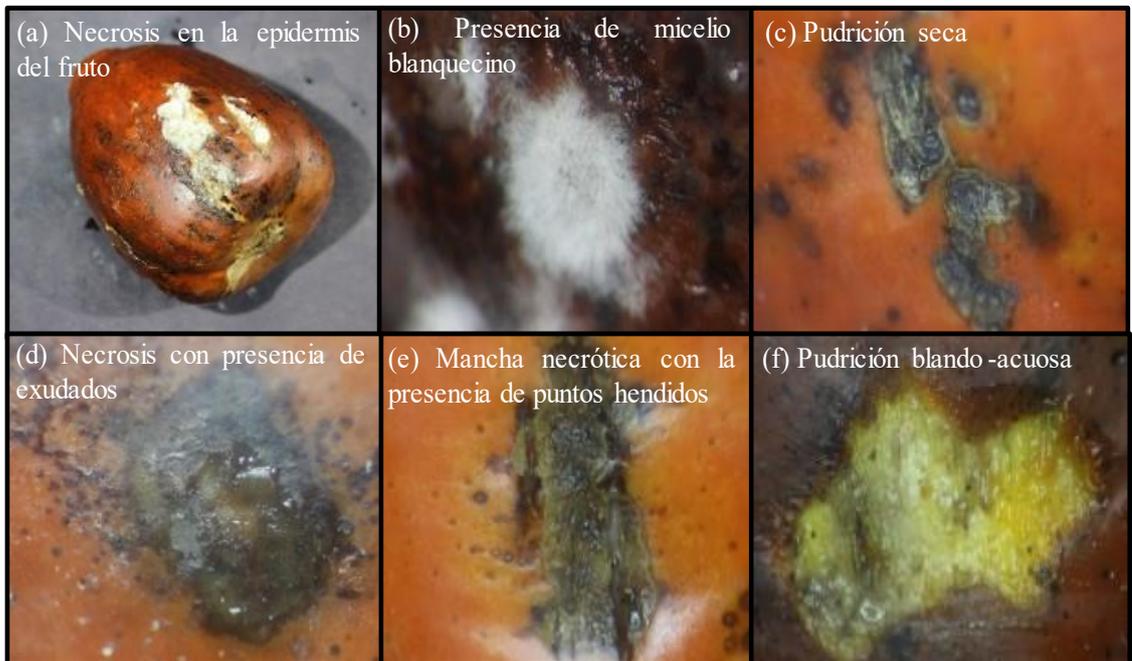


Figura 3-3. Fenotipo de color rojo con síntomas de necrosis y pudrición acuosa

Realizado por: Karen Noriega 2022

Los tres fenotipos estudiados presentaron colores en el epicarpio que corresponden a: anaranjado (10R 5/10), amarillo (2,5Y 8/10) y rojo (10R 4/10) según el sistema de color de Munsell de tejidos de plantas (Munsell, 2012).

Amorín et al. (2018, pp. 317-322) define que una enfermedad en las plantas es la combinación de la acción de un huésped, un agente causal y el medio ambiente. Las enfermedades interfieren procesos vitales de la fisiología de las plantas y se pueden clasificar por grupos, pudiendo ser estos: Grupo I - Enfermedades que destruyen los órganos de almacenamiento; Grupo II- Enfermedades que causan daño a las plántulas; Grupo III- Enfermedades que dañan las raíces; Grupo IV - Enfermedades que atacan el sistema vascular; Grupo V - Enfermedades que interfieren con la fotosíntesis; Grupo VI - Enfermedades que alteran el uso de sustancias fotosintetizadas. Teniendo como base lo mencionado por McNew los frutos de chonta son órganos de almacenamiento, por lo tanto, estas enfermedades provocadas por los patógenos se encuentran en el grupo I.

La destrucción de los diferentes órganos en el almacenamiento abarca pudriciones que se producen en frutos y semillas; estas pueden ser pudriciones secas o blandas, las pudriciones secas o duras en los frutos y semillas pierden agua, que termina en la momificación de los órganos; y las pudriciones blandas o acuosas terminan en la descomposición total de los órganos suculentos (Amorín et al., 2018, pp. 317-322).

Las pudriciones secas causan un deterioro en los frutos, y se manifiestan por la producción de micotoxinas evidenciándose pérdida de consistencia en el fruto (podredumbre) y representando toxicidad para humanos y animales, por lo general se manifiesta en etapas tempranas de la maduración de los frutos como manchas rodeadas de tejido encharcado-acuoso que en ciertos casos provoca la deshidratación del tejido y según transcurra el tiempo y con condiciones de alta humedad los patógenos pueden fructificar, pudiendo o no mantenerse adheridos a la planta (Amorín et al., 2018, pp. 317-322).

Las pudriciones blandas se producen principalmente en órganos suculentos y se manifiestan por la presencia de manchas, sin color; en la superficie del fruto se manifiestan masas algodonosas en zonas lastimas, su conformación está compuesta por hifas y estructuras reproductivas; la acción de este tipo de pudrición se da por origen enzimático como las pectolíticas y toxinas generadas por el patógeno, un órgano atacado pierde su consistencia y coloración convirtiéndose en una masa amorfa que consecutivamente se deteriora, pudiendo emitir olores desagradables (Amorín et al., 2018, pp. 317-322).

Según Corpoica (1998, p. 10) se reporta la pudrición negra, que se manifiesta por ennegrecimiento de la pulpa causando fermentación del fruto, lo que atrae insectos; además Godoy (2007, p. 139) manifiesta que el epicarpio del fruto cambia de color a tonalidades oscuras produciendo un cambio en el color de la pulpa de amarillo a negro; Peña (2000, pp. 75-76) manifiesta que se produce una pudrición suave que se torna negra como un olor a fermento.

Además, Bernales (1996, pp. 73-74) manifiesta que existe un tipo de pudrición blanca en los frutos lo que causa cambios en su consistencia de blanda a acuosa, posteriormente existe una colonización de moho blanco con emanación de mal olor, llegando a producirse caída del fruto en estado verde o maduro, se inicia con manchas amarillas pequeñas que pueden cubrir el fruto con fructificaciones blancas del hongo; mientras Peña (2000, pp. 75-76) menciona que existen manifestaciones con coloración blanca, consistencia de blanda a acuosa mal olor y caída de frutos afectados.

Se reporta en condiciones de suelo saturado con humedad daños a nivel de la base del fruto lo que provoca la caída de los frutos, el primer síntoma es la necrosis de las brácteas y pérdida de consistencia en el fruto, cambio de color de pardo a claro con un círculo de color anaranjado, existe la colonización de micelio de color gris más la presencia de puntos oscuros (picnidios); la semilla también se ve afectada ya que se puede observar una pudrición café oscura (Bernales, 1996 pp.73-74).

Micheref (2001, pp. 19-23) define a la necrosis como el daño progresivo del protoplasma, por consecuencia la muerte de células, tejidos y órganos. La necrosis inicia posterior a la muerte del protoplasma y ocasiona cambios de color como manchas secas y marrones; se puede manifestar manchas circulares, con zonas pronunciadas concéntrica, o irregulares. Rivera (2020, p. 13) define a una mancha como una necrosis que se produce en cualquier parte del órgano con coloraciones entre rojo, café y negro, en la cual puede desprenderse la zona central.

Sánchez (1990, p. 27) describe un moho de color blanco que cubre casi totalmente los frutos de chonta, inicialmente cuentan con una coloración marrón hasta llegar al color negro, la consistencia de los frutos se ablanda y se asocia a condiciones ambientales de alta humedad con periodos de lluvia continuos, a estos síntomas se asocia el hongo *Marasmius* sp.

La pudrición producida por hongos inicia a partir de la colonización de las estructuras del hongo de la planta enferma, empieza cuando el inoculo es liberado en el ambiente y llega a través del viento en la planta las esporas germinan sobre una parte de los órganos del hospedero pudiendo

ingresar por lesiones de carácter mecánico o en ciertos casos a través del tejido intacto como *Rhizopus stolonifer* ; dentro de los tejidos empieza la colonización por la acción de enzimas que digieren las sustancias pépticas, dañando la estructura celular de los tejidos. Posteriormente interviene enzimas pectolíticas y celulolíticas que destruyen la lámina media y paredes celulares facilitando la fuga del contenido celular, visualmente se puede notar un proceso generativo con amarillamiento y apariencia acuosa (pudrición). Los hongos obtienen nutrientes de las células muertas.

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

Morfotipo_1: *Geotrichum* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presentó las siguientes características culturales como: forma irregular, elevación plana y extendida, margen filamentososo, textura lanosa-húmeda, y crecimiento limitado, pigmentación del anverso es blanco crema (2.5Y 8/4) (**Figura 4-3 a**) y del reverso piel (2,5Y8/8) (**Figura 4-3 b**). La tasa de crecimiento micelial promedio fue 5,96 mm.día⁻¹, medido en medio de cultivo PDA e incubado a 25°C durante 14 días.

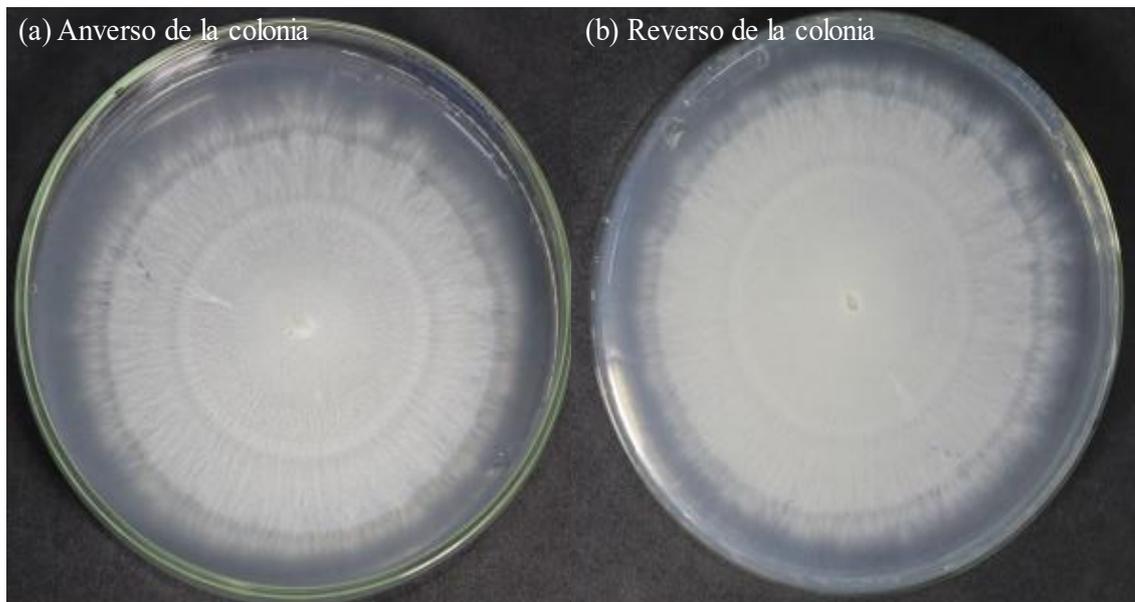


Figura 4-3. Características culturales del género *Geotrichum* sp. (Morfotipo_1) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Las características morfológicas que mostró el género *Geotrichum* spp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fueron las siguientes: hifas septadas hialinas (8 µm de largo x 2,5 µm de ancho) (**Figura 5-3 a**); tabicadas con presencia de artroconidios en gran cantidad (10,62 µm de largo x 2,5 µm de ancho); los artroconidios se presentaron en cadenas, con una forma rectangular bien definida con los extremos truncados (**Figura 5-3 c**), además se registró hifas cortas únicas o múltiples con septos cortos (**Figura 5-3 d**).

Según Barnett & Hunter (1972, p. 68) las características del micelio incluyen un color blanco con artrosporas hialinas cilíndricas con extremos truncados

Ma et al (2017, p. 4) menciona que *Geotrichum* sp. posee hifas basales que crecen rápidamente con un diámetro de 4,2 μm , existe la presencia de tabiques y ramas bifurcadas en ángulos agudos, cuando las hifas maduran existen gran cantidad de artrosporas fragmentadas.

Loo et al (2006, p. 24) describe que las colonias de *Geotrichum* sp. forman artrosporas por fragmentación de hifas y las células terminales; además reporta que el ciclo de crecimiento está en 20 horas hasta la germinación.

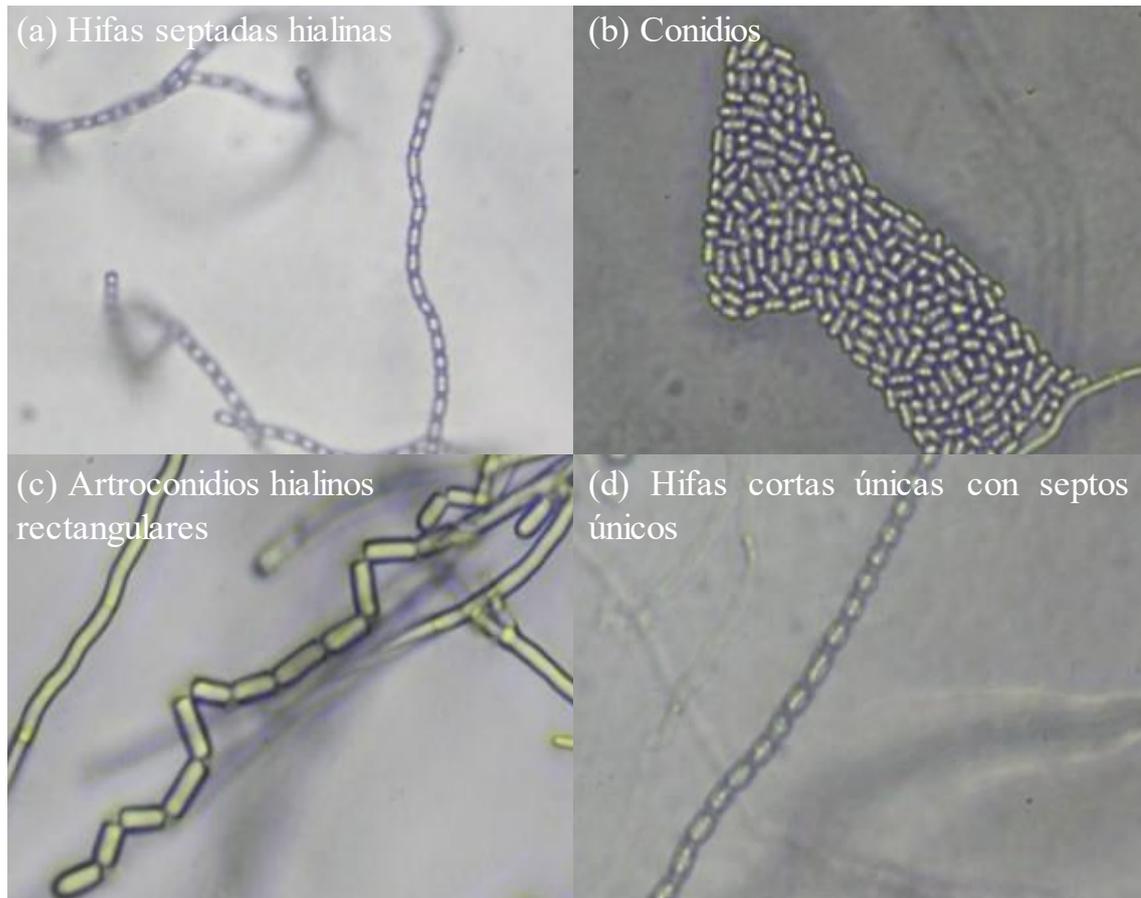


Figura 5-3. Morfología del género *Geotrichum* sp. crecido en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Morfotipo_2: *Fusarium* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presentó las siguientes características culturales como: forma circular, elevación de tipo umbonada, margen filamentososo, textura algodonosa, presentó un crecimiento limitado, el color observado en el anverso es verde grisáceo (5Y 5/2) (**Figura 6-3 a**) y del reverso en centro crema (5Y 8/2), y alrededor amarillo claro (5Y 8/8) (**Figura 6-3 b**). La tasa de crecimiento micelial promedio fue 4,25 $\text{mm}\cdot\text{día}^{-1}$, medido en medio de cultivo PDA e incubado a 25°C durante 14 días.

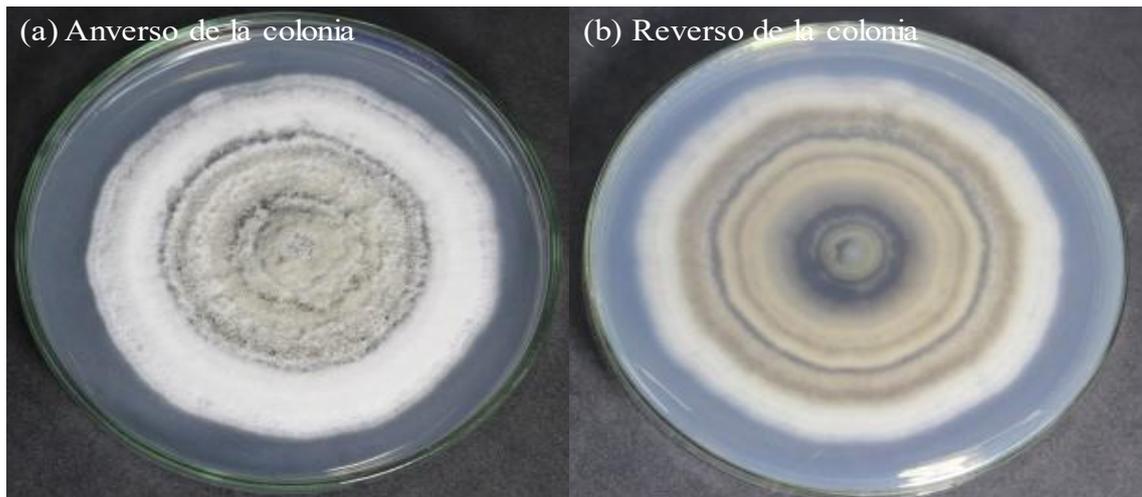


Figura 6-3. Características culturales del género *Fusarium* sp. (Morfortipo_2) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Según Balmas y Migheli (2000, pp. 22-23) reporta que este género en medio de cultivo PDA, puede presentar una coloración de gris a marrón pálido.

Las características morfológicas que mostró género *Fusarium* sp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fueron las siguientes: las macroconidias son relativamente anchas con longitud media, con una curvatura en las paredes dorsales y ventrales desuniformes; la célula apical es puntiaguda, de longitud pequeña y ligeramente curvado con 3 a 5 septos; los microconidios se presentan de forma ovoide, con 1 a 2 septos, mayoritariamente existen polifialides con 2 o más aberturas y monofialides, las clamidosporas presentes de manera concatenado, solitaria o agrupadas en forma de racimo; la característica más relevante de este género es la forma de la microconidias con base puntiaguda (Balmas y Migheli, 2000, pp. 22-23).

Según Leslie y Sumerell (2006, pp. 148-149) esta especie no basa su identificación de macroconidias debido a su rareza, sin embargo, se presenta abundantes macroconidios en mono y polifialides con numerosas clamidosporas que se forman rápidamente; posee macroconidias con forma de media luna, las mismas que presentan una célula apical pudiendo ser de forma obtusa de gancho alargada o papilada y una célula basal pudiendo tener forma de pie elongado, y forma de muesca; las células conidiogénicas que presentan de 0 a 1 septo pudiendo llegar hasta 2 en algunas especies con forma oval, reniforme, truncada, piriforme, globosa, napiforme, esférica y fusiforme; posee clamidosporas solas en parejas en grupo o en cadenas, puede formarse a las seis semanas en poca cantidad, se lo puede encontrar a nivel aéreo o embebido en el agar.

Toussoun et al. (1983, p. 21) manifiesta que no es muy común que todas las especies de *Fusarium* sp. produzcan microconidias, a pesar de ello es un muy carácter muy determinante. Estas microconidias se producen en el micelio aéreo.

Kidd et al. (2016, p.131) manifiesta que *Fusarium* sp. presenta conidióforos ramificados; varias células conidiógenas agrupadas. No es común la producción de macroconidios, solo pudiendo observarse los mismos en los esporodocios, generalmente de 3 a 5 septos, con una curvatura en las paredes dorsales y ventrales, la célula de pie o base no se está bien definida, existen microconidias y esporas formadas por gemación, de manera fusiforme, en el ápice presenta forma redondeada y en la base forma ahusada; pueden presentar hasta 3 septos, la principal característica de este género es la presencia de abundantes clamidosporas rugosas.

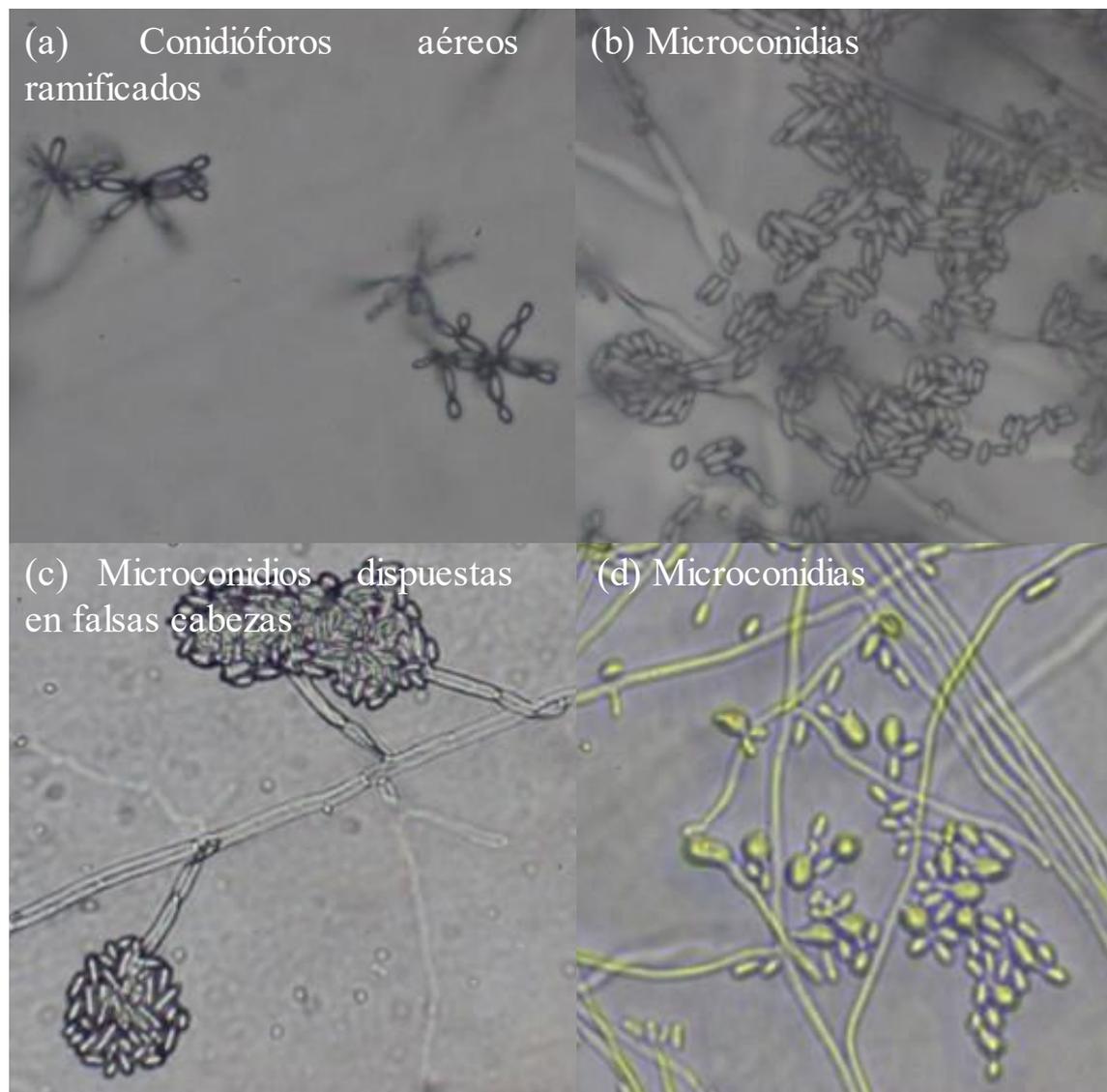


Figura 7-3. Morfología del género *Fusarium* sp. crecidos en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Morfotipo_3: *Penicillium* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presentó las siguientes características culturales como: forma irregular, elevación media, margen ondulado, textura pulvurulenta, y crecimiento limitado, pigmentación del anverso es verde grisáceo (5Y 5/2) y alrededor blanco (**Figura 6-3 a**) y del reverso en el centro crema (5Y 8/2) y alrededor amarillo claro (5Y 8/8) (**Figura 6-3 b**). La tasa de crecimiento micelial promedio medido en el medio de cultivo PDA fue $2,63 \text{ mm.día}^{-1}$ incubados a 25°C durante 14 días.



Figura 8-3. Características culturales del género *Penicillium* sp. (Morfotipo_3) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Las características morfológicas que mostró el género *Penicillium* sp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fueron las siguientes: conidióforos monoverticilados (simples) con verticilo terminal con fiálides ($7,25 \mu\text{m}$ de largo x $2,5 \mu\text{m}$ de ancho); bivertricilado simétrico y asimétrico (**Figura 10-3**) puede presentar una o dos métulas al extremo del estipe y las fiálides con longitud desigual o igual pudiendo llegar a ramificarse en tres etapas con diferentes grados de divergencia en ciertos casos se pudo denotar la presencia de verticilos con tres o más ramas; presento conidios con formas globosas ($2,5 \mu\text{m}$ de largo x $2,5 \mu\text{m}$ de ancho).

Larone et al (2018, p. 309) indica que *Penicillium* sp. presenta hifas septadas con conidióforos con y sin ramificaciones, además presenta métulas (ramas secundarias) dispuestas en verticilos, tienen similitud con la estructura de un cepillo, las conidias son de aspecto liso o rugoso.

Visagie et al (2014, pp. 344-347) menciona que los conidióforos del género *Penicillium* sp. pueden ser simples incluso complejos, presentando diversos grados de ramificación, dando como consecuencia patrones simétricos o asimétricos. Presenta conidióforos monoverticilados, al final puede estar ligeramente hinchada o vesiculada.

Peberdy (1987, pp. 11-13) menciona que *Penicillium* sp. presenta un micelio vegetativo con tabiques hialinos con conidióforos que se originan de manera perpendicular o las hifas suspendidas o aéreas; las esporas son aseptadas transparentes con forma globosa hasta cilíndrica que aspecto fuertemente rugoso.

Domsch (1980, p. 541) describe a este género por presentar conidióforos penicilados macronematosos, dividiendo la última parte de las ramificaciones en fiálides verticiladas y en métulas, las fiálides presentan cadenas basípetas de conidios secos.

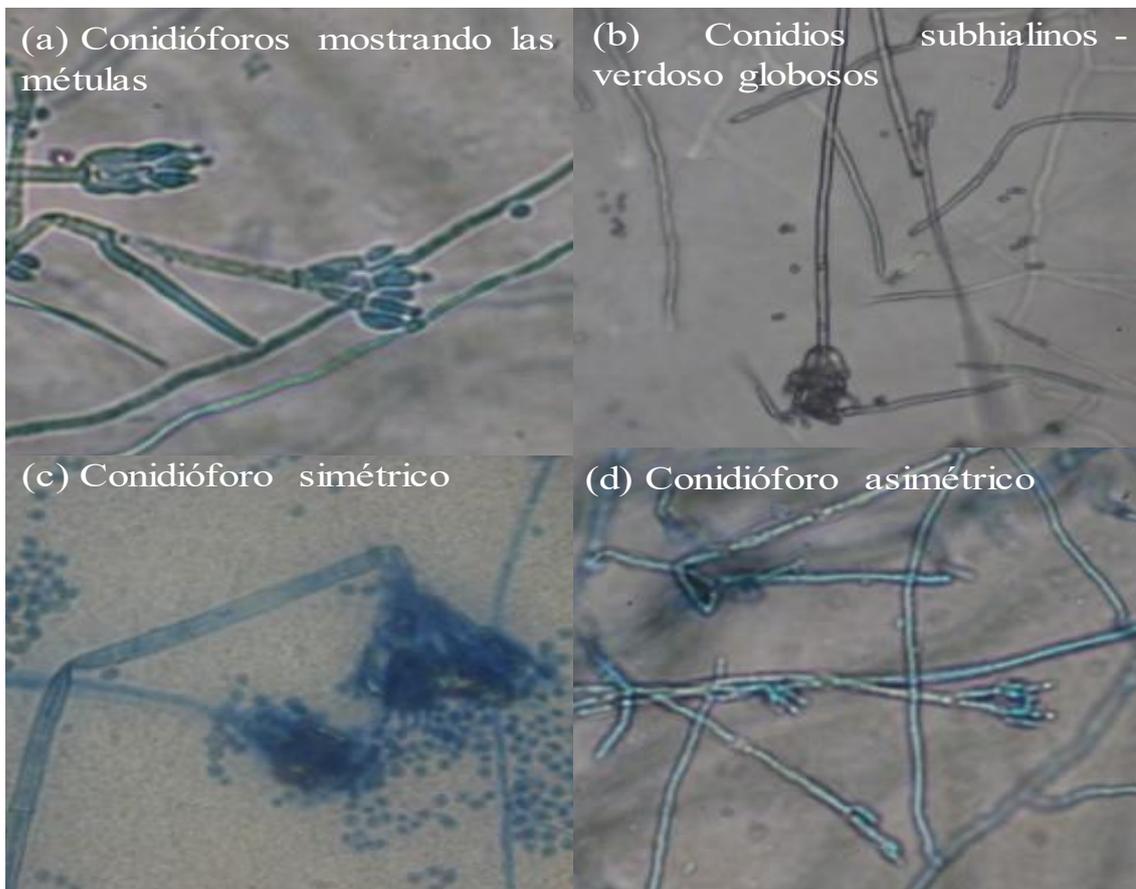


Figura 9-3. Morfología del género *Penicillium* sp. crecidos en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Morfotipo_4: *Rhizopus* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presento las siguientes características culturales como: forma irregular, elevación de tipo umbonada, margen ondulado, textura algodonosa, y crecimiento limitado, pigmentación del anverso es en el centro gris (Pantone 422) rodeado de gris claro (Pantone 427) con puntos negros (**Figura 10-3 a**) y del reverso en el centro café oscuro (Pantone 440), rodeado de círculos que varían entre café claro (Pantone 464) y crema (Pantone 465) (**Figura 10-3 b**). La tasa de crecimiento micelial promedio, medido en el medio de cultivo PDA fue $3,69 \text{ mm.día}^{-1}$, incubados a 25°C durante 14 días.

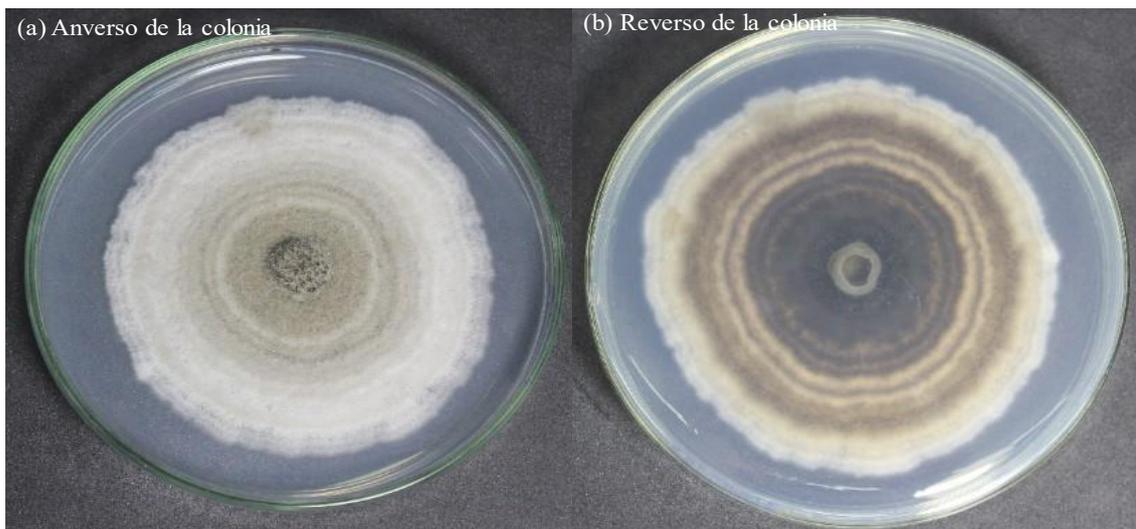


Figura 10-3. Características culturales del género *Rhizopus* sp. (Morfotipo_4) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Lezcano et al (2009, p. 4) describe culturalmente a *Rhizopus* sp. como colonias blancas algodonosas en estado juvenil, las mismas que se tornaron a color negro con la madurez debido a formación de esporangios; presenta un crecimiento acelerado pudiendo llenar el plato de Petri entre 24 a 48 horas.

Las características morfológicas que mostro género *Rhizopus* sp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fueron las siguientes un esporangio entero de forma redonda (**Figura 11-3 a**), o en algunas ocasiones partido con forma de un saco (**Figura 12-3 d**) que contenía ciento de esporangiosporas (**Figura 13-3 e**) ($3,5 \mu\text{m}$ de largo x $2,5 \mu\text{m}$ de ancho), sostenido por una columela alargada (**Figura 14-3 b**) ($412,83 \mu\text{m}$ de largo x $111 \mu\text{m}$ de ancho).

L.O'Donnell (1979, p. 168) describe a *Rhizopus* sp. con esporangios de forma redonda a casi redonda, con columelas que son producidas y sostenidas por esporangióforos simples;

esporangióforos ensanchados en la parte apical, naciendo de los estolones contrario a los rizoides, produciéndose una caída de la columela.

Lezcano (2009, p. 4) observó que los aislados realizados presentaron esporangióforos de 30-34 μm de ancho x 900-3 100 μm de largo, con paredes planas, sin tabiques, de pigmentaciones pardas claras, que nacen en grupos de aproximadamente tres a cinco estolones contrario a los rizoides; presentan esporangios, de globosos a subglobosos de coloración blanca inicialmente y negros al madurar con 100-350 μm de diámetro. Pueden presentar columelas subglobosas o aplanadas con forma de sombrillas con 60-198 x 67-135 μm .

Según Larone et al (2018, pp. 187-188) manifiesta que sus hifas son anchas de 6-15 μm de diámetro y que pueden o no presentar segmentaciones con varios estolones que se encuentran entre los micelios, conectados a varios esporangióforos que no se encuentran ramificados. Se producen hifas con una gran similitud a raíces (rizoides) cuando se juntan los estolones y los esporangióforos. En la mayoría de los casos se pueden observar clamidosporas.

Cruz et al (2017, p. 410) identifica a *Rhizopus* sp. debido a que muestra mucho micelio blanquecino al comienzo, hasta volverse grisáceo; presenta esporangios los cuales incluyen esporangiosporas a manera de estrías con una coloración de café a negro; cuando se liberan las esporangiosporas se encontró una columela redonda.

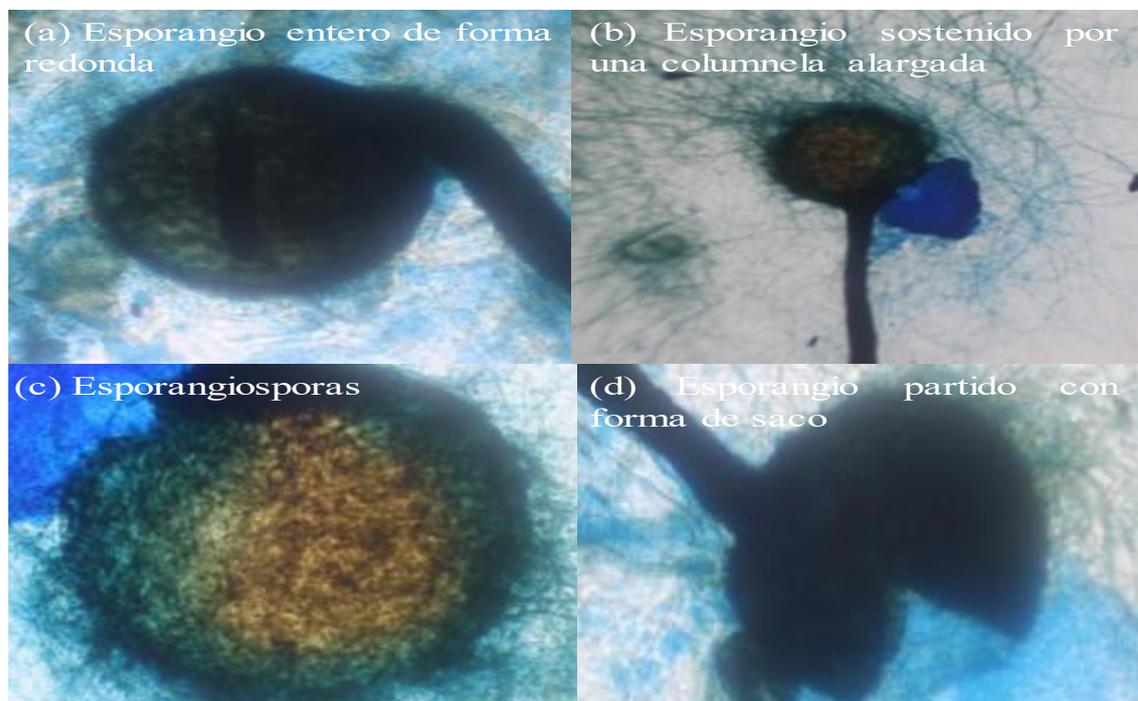


Figura 15-3. Morfología del género *Rhizopus* sp. crecido en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Morfotipo_5: *Cladosporium* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presentó las siguientes características culturales como: forma circular, elevación poco elevada, margen entero, textura dura, y crecimiento limitado, pigmentación del anverso es en el centro verde oscuro (5GY 3/4) rodeado de verde musgo (5G 4/4) (**Figura 12-3 a**) y del reverso en el centro verde petróleo (7.5GY 3/2), rodeado de verde grisáceo (5G 4/4) (**Figura 12-3 b**). La tasa de crecimiento micelial promedio, medido en el medio de cultivo PDA fue 0,91 mm.día⁻¹ incubados a 25°C durante 14 días

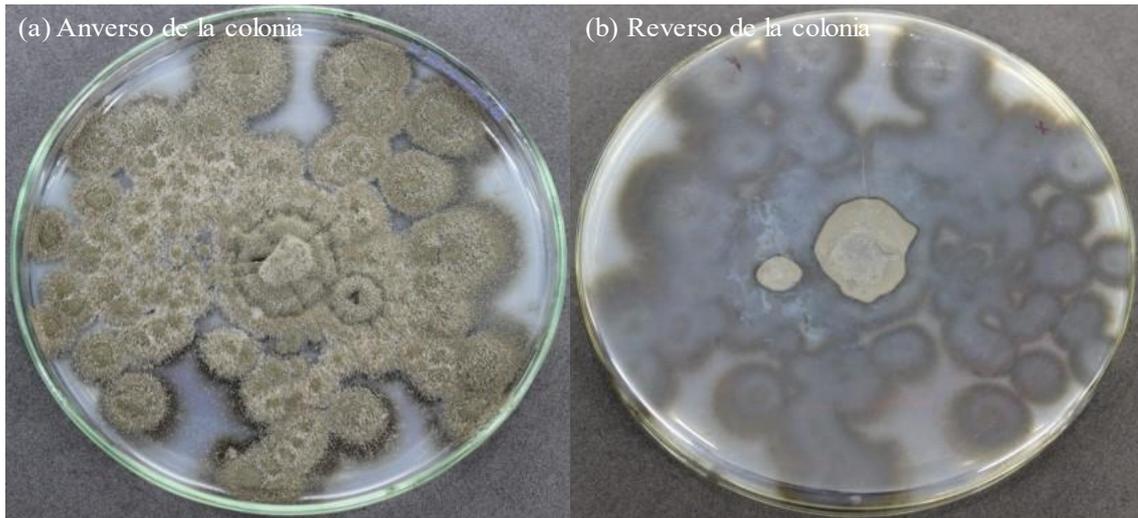


Figura 16-3. Características culturales del género *Cladosporium* sp. (Morfotipo_5) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Delgado-Méndez (2013, pp. 220) describe culturalmente a *Cladosporium* sp. a los 8 días de cultivado en PDA a 24 °C, como colonias con diferentes coloraciones, presentando mayoritariamente el verde oliváceo, y en algunas ocasiones un gris claro; con una textura que va desde aterciopelada y arrugada hasta aterciopelada algodonosa.

Las características morfológicas que mostro género *Cladosporium* sp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fueron las siguientes: se caracterizó por tener hifas sin paredes que separen a los núcleos en células, la mayoría son ramificadas, llanas, con tonos cafés claros (**Figura 13-3 a**); la mayoría de conidióforos no fueron ramificados, el mismo no se distingue de micelio o de hifas a través del tiempo cambia a colores marrón claro tenue con presencia de septos (**Figura 13-3 b**); los conidios presentaron 3,5 µm de ancho y 7,75 µm de largo, con formas elipsoide y global, formando cadenas acropétalas ramificadas, coloración café claro (**Figura 13-3 d**); los ramoconidios tienen 2,75 de ancho y 13,25 µm de largo con paredes delgadas de coloración verde oliva a ligero. (**Figura 13-3c**).

Larone et al (2018, p. 2017) observo a *Cladosporium* spp. con hifas septadas oscuras, presentando conidióforos ramificados en donde normalmente se producen series conidiales; la forma de los conidios varía entre redondo y ovalado (3–6 3 4–12 μm) y son de textura lisa con coloración marrón; estos construyen una red ramificada separándose conectándose a los conidióforos.

Bensch et al (2012, pp. 12-15) indica que *Cladosporium* sp. posee micelio desde hifas estrechas semitransparentes hasta hifas anchas bien pigmentadas, dependiendo de su edad puede presentar paredes finas o gruesas; los conidióforos se forman a menudo solitarios, a partir de hifas ramificadas; existen dos tipos de cabezas conidiales la primera con extensiones regulares de los conidióforos y la segunda denominada tipo Hormodendrum; presenta cadenas de conidios en forma acrópeta.

Delgado-Méndez (2013, p. 220) indica que los aislados de *Cladosporium* sp. poseen conidios en conidióforos extensos y negros, sobre los conidióforos en equipos con ramificaciones; la forma que presentan los conidios es oval o desigual de tonos cafés a negros oscuros, los mismos que tienen una huella diminuta conformada por la gemación sucesiva del conidio anterior.

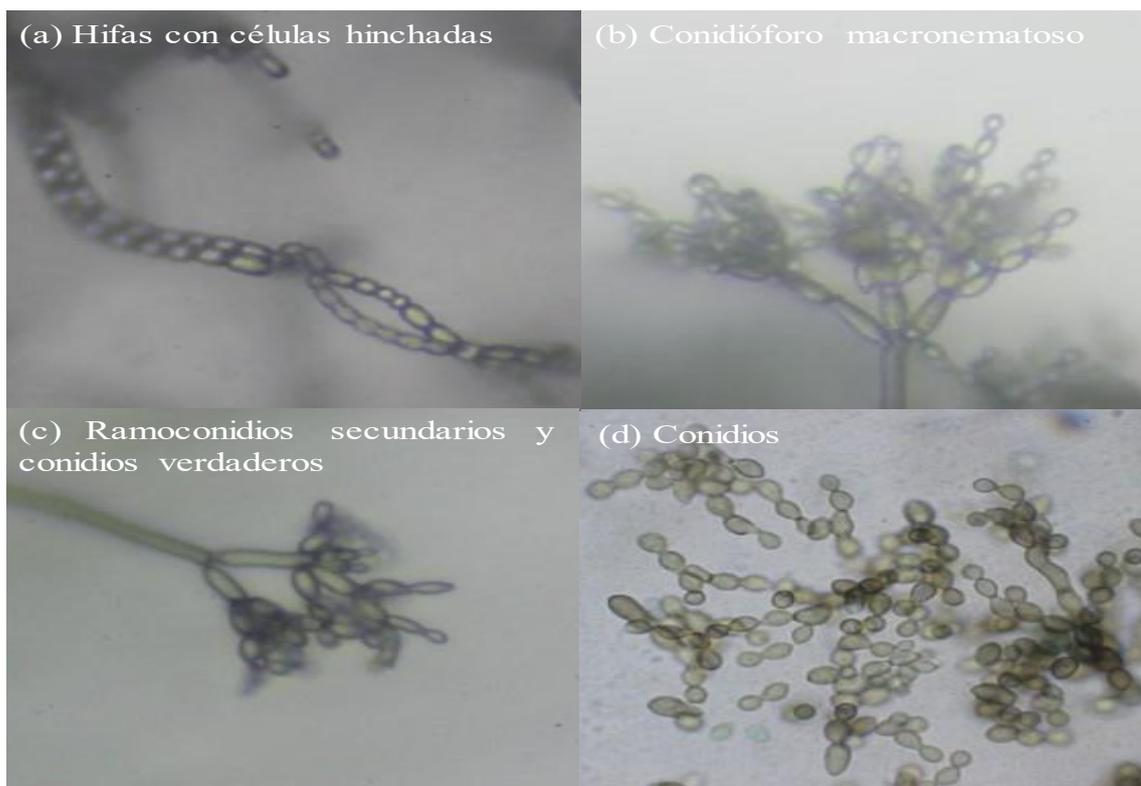


Figura 17-3. Morfología del género *Cladosporium* sp. crecidos en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Morfotipo_6: *Mucor* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presentó las siguientes características culturales como: forma circular filamentosa, elevación plana y extendida, margen filamentoso, textura algodonosa, y crecimiento invasivo, pigmentación del anverso es amarillo rubio (2.5 Y 8/4) (**Figura 14-3 a**). y del reverso amarillo canario (2.5 Y 8/8) (**Figura 14-3 b**). Presentó un rápido crecimiento y al cuarto día lleno la caja Petri, debido a que la tasa de crecimiento micelial promedio medido en el medio de cultivo PDA fue $21,08 \text{ mm.día}^{-1}$ incubados a 25°C durante 14 días.



Figura 18-3. Características culturales del género *Mucor* sp. (Morfotipo_6) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Según Cruz et al (2017, p. 407) las colonias de *Mucor* sp. caracterizadas culturalmente tuvieron formas circulares presentando bastante micelio con una pigmentación amarilla tanto en el anverso como en el reverso de la caja; Desarrollándose diariamente a una temperatura entre 10 y 40°C dando como resultado un crecimiento de $14,8 \text{ mm.día}^{-1}$

Las características morfológicas que mostro el género *Mucor* sp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fueron las siguientes: mostro hifas transparentes con ausencia de rizoides en la base, la mayoría de esporangióforos observados presentaron ramificaciones de tonalidades claras a cafés pálidas (**Figura 15-3 d**), hubo la presencia de esporangios globosos (**Figura 15-3 a**) ($19,25 \mu\text{m}$ de largo x $18,25 \mu\text{m}$ de ancho) con números esporangiosporas adentro (**Figura 15-3 c**) ($62,25 \mu\text{m}$ de largo x $63 \mu\text{m}$ de ancho); la columela (**Figura 15-3 b**)

(515,79 μm de largo x 3 μm de ancho) de forma circular redonda, con cadenas sobranes de la pared esporangial.

L.O'Donnell (1979, p.167) enuncia que el género *Mucor* sp. contiene esporangios globosos, con una columela bastante larga, que al final presenta un esporangióforo que pueden tener formas de ramas o simples, los esporangióforos pueden ser homotálico es decir que requiere dos parejas compatibles para realizar la reproducción sexual o heterotálico que es capaz de reproducirse sexualmente por sí mismo.

Larone et al (2018, p. 116) describe que las hifas pueden tener dimensiones entre 6–15 μm de ancho y estas pueden no estar septadas, presenta esporangióforos extensos normalmente con ramificaciones y con terminaciones redondas, sus esporangios contienen miles de esporas de 50–100 μm de diámetro, y las paredes del mismo pueden romperse expulsando las esporas con forma circular de 4–8 μm de diámetro, descubriéndose la columela con una cadena ubicado en la base del esporangio; no poseen rizoides y dependiendo de la especie se pueden formar las clamidosporas.

Cruz et al (2017, p. 407) observó que en el género *Mucor* sp. la gran parte de esporangióforos no presenta ramificaciones, en la punta se encontraban esporangios en forma de globo, con dimensiones menores a 80 μm , que dentro de estas se encontraban numerosas esporangiosporas en forma de elipse; su columela de aspecto hialino mostro una cadena (collarete) reservada para la pared esporangial.

Bai et al (2021, p. 2468) manifiesta que no se encontraron estolones, a diferencia de los rizoides que se encontraron en gran cantidad con ramificaciones que pueden o no tener tabiques; los esporangióforos crecidos a partir de las hifas contenían líneas simples sin ramificaciones, menos una rama debido a que presentaba crecimiento lateral único, sin la presencia de septos. Sus esporangios parecidos a un globo presentado paredes a manera de espinas, rompibles; la columela redonda con pared suave, cadenas sobresalientes sin color o en ocasiones amarillo claro; sus esporangiosporas de forma elipsoidal no bien definida, transparentes no se vio la presencia de clamidoconidias o zigospangios.

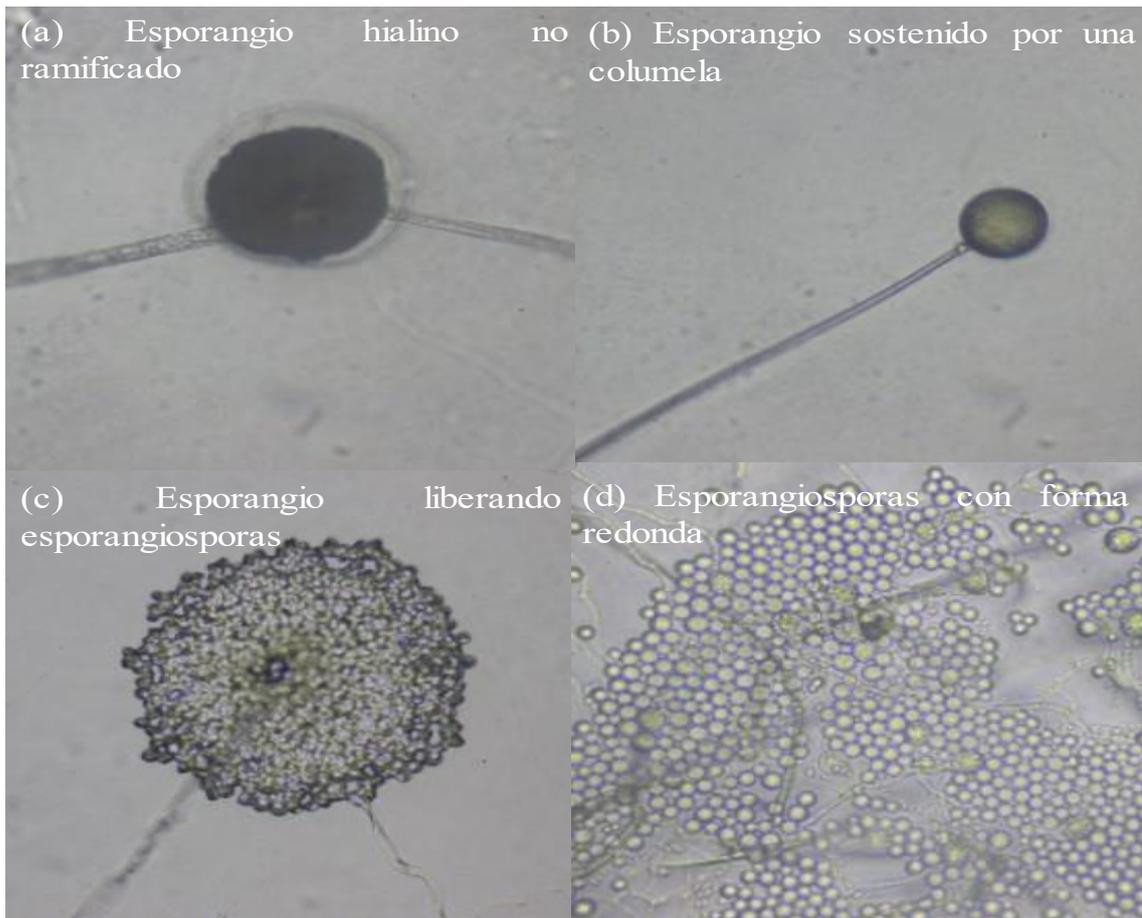


Figura 19-3. Morfología del género *Mucor* sp. crecidos en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Morfotipo_7: *Ceratocystis* sp.

Este morfotipo en medio de cultivo PDA presentó las siguientes características culturales como: forma irregular, elevación plana y extendida, margen filamentososo, textura algodonosa, y crecimiento invasivo, pigmentación del anverso es en el centro gris (Pantone 430) rodeado de gris claro (Pantone 427) (**Figura 16-3 a**). y del reverso en el centro negro (Pantone Process black), rodeado de gris blanquecino (Pantone Cool Gray 1) (**Figura 16-3 b**). Presentó un rápido crecimiento y al tercer día lleno la caja Petri, debido a que la tasa de crecimiento micelial promedio, medido en el medio de cultivo PDA fue $28,01 \text{ mm.día}^{-1}$ incubados a 25°C durante 14 días.

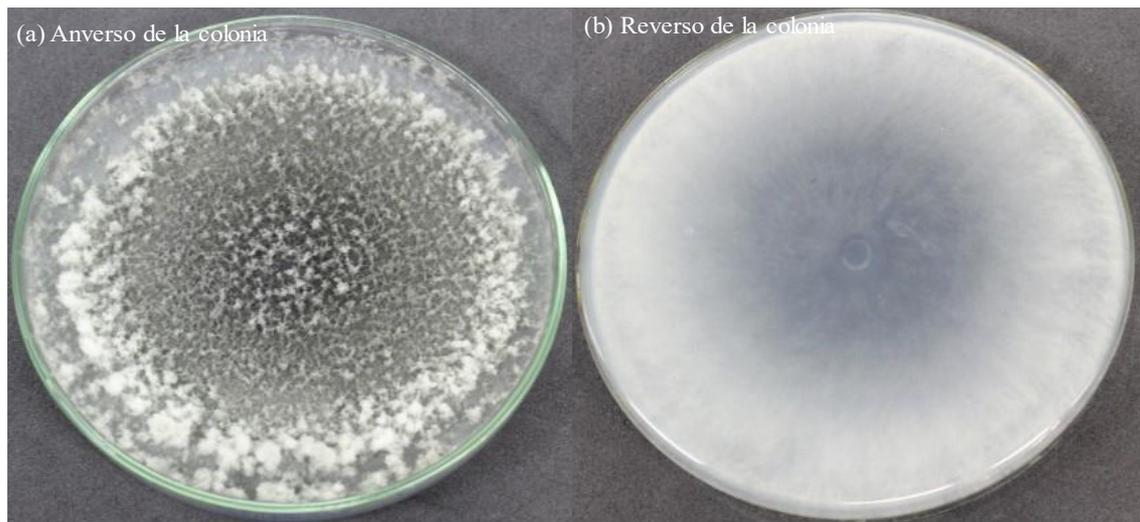


Figura 20-3. Características culturales del género *Ceratocystis* sp. (Morfotipo_7) crecido en el medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Pinho et al (2013, pp. 153-155) aisló colonias de frutos en donde en medio de cultivo PDA se desarrollaron colonias blancas que luego de dos días cambiaron a color negro; mientras Tzeng et al. (2010, p.74) caracterizó colonias de *Ceratocystis* sp. en medio de cultivo PDA las cuales presentaron coloración blanca inicialmente, luego de dos días cambio la tonalidad a negro.

Las características morfológicas que mostró género *Ceratocystis* sp. crecido en medio de cultivo PDA, a 25°C durante tres días, fue que presentó dos tipos de conidios: primarios transparentes, en cadenas, rectangulares (4,75 de ancho x 11,5 μm de largo) (**Figura 17-3 a**) y secundarios al principio transparentes, con tonos marrones de forma oval, engrosados (**Figura 17-3 b**). Los aleuroconidios inmaduros (8,75 de ancho x 12 μm de largo) se encuentran en cadenas alargadas ovoidales (**Figura 17-3 c**). que posteriormente serán aleuroconidios maduros (14,5 de ancho x 22 μm de largo) con paredes cubiertas de verrugas de forma similar (**Figura 17-3 d**). Los conidióforos tienen forma de tubo con angostamiento en el extremo, además se evidencio la presencia de conidióforos fialídicos.

Según De Beer et al (2016, pp. 191-206) *Ceratocystis* sp, muestra bases globosas con tonalidades oscuras, con hifas sin diferenciar; presenta cuellos alargados que se angostan hasta el ápice lineales de color café oscuro, transparentes en el extremo; las hifas que presentan ostiolos están divididas sin septos en punta de apariencia transparente o café claro. La forma de los aleuroconidios va de ovoide a piriforme, solitarios o en cadena.

Tzeng et al (2010, p.74) describe la morfología de *Ceratocystis* sp. con dos esporas asexuales tanto fialospora con coloración transparente a marrón de forma cilíndrica y de paredes abultadas al madurar de tales medidas 8,5 a 16,0 × 4,7 a 6,7 μm, clamidosporas ovaladas y de coloración negra de 13,4 a 25,0 × 8,9 a 12,5 μm, pudiendo formar cadenas cortas originadas de hifas especializadas, generalmente las ascosporas tienen forma elisoidal requieren una temperatura de 30°C, con una tasa de crecimiento de 3,3 cm por día.

Pinho et al (2013, pp. 153-155) reporta peritecios sumergidos de coloración marrón a oscuro de forma circular, con cuello alargado, terminando en forma de aguja, las ascosporas con forma elíptica, frecuentemente con sus hifas con ostiolos transparentes rectas a ligeramente desviadas; las ascosporas presentan forma elipsoidal con bordes curvos asimétricos transparentes sin septos; de las hifas emergen lateralmente conidióforos con septos con fiálides de apariencia transparente a marrón débil, en el extremo abierto se estrecha y forma cadenas. La forma de los conidios es cilíndrica y cuando madura algo oval; se puede denotar la presencia de aleuroconidios terminales en consecución de forma ovalada con paredes gruesas.

En un estudio realizado por Nascimento et al (2020, pp. 238-240) se evidencio que *Ceratocystis* sp. forma bastantes conidios, en donde se encontraron dos tipos, endoconidios que son los primeros conidios, estos son transparentes y de forma rectangular de 3.0-4.0 x 1.5-3.0 μm; y los segundos conidios marrones de forma ovalada 7,0-10,0 x 3,0-5,0 μm; los aleuroconidios lisos y redondos, con paredes engrosadas 5-7 × 5-7 μm.

Melo et al (2016, p. 259) reportó que las colonias de *Ceratocystis* sp. al principio tienen tonalidades blancas, y en la madurez grises; los aleuroconidios se producen en cadenas cortas por una gemación apical con paredes gruesas con textura rugosa al madurar.

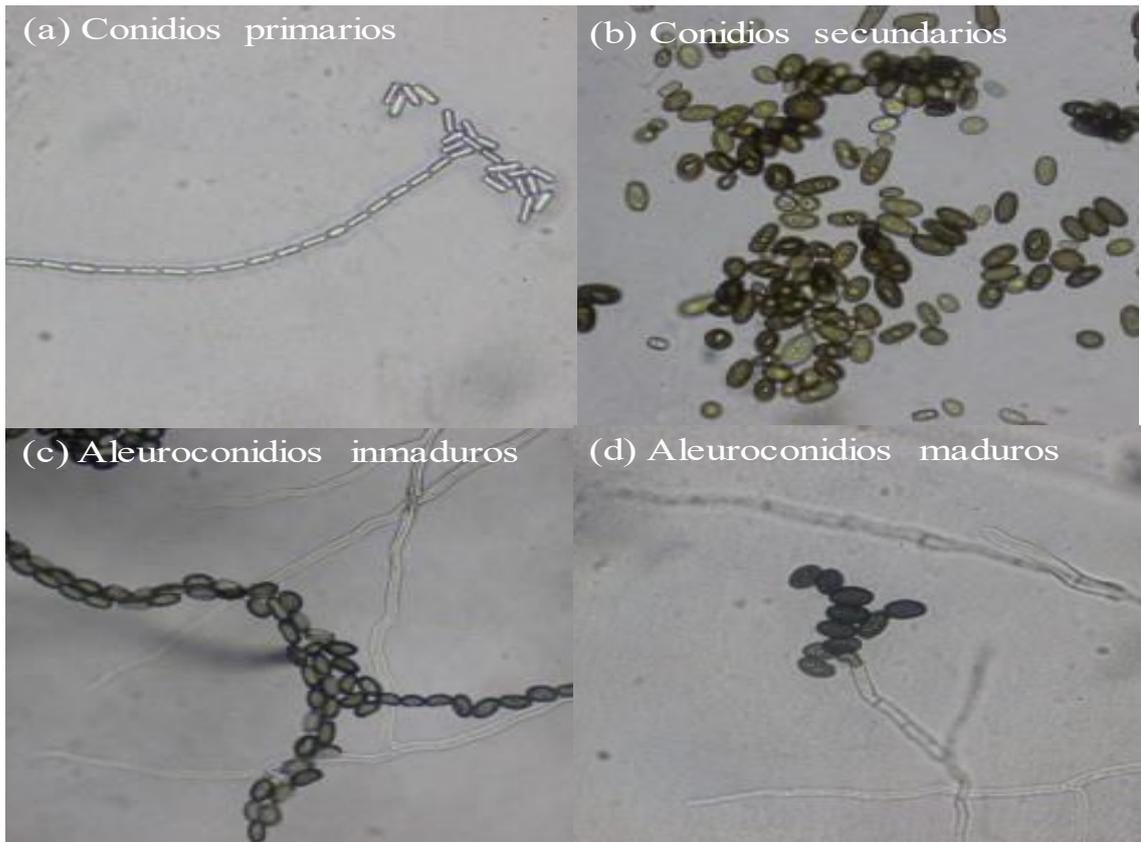


Figura 21-3. Morfología del género *Ceratocystis* sp. crecidos en medio de cultivo PDA

Realizado por: Karen Noriega, 2022

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

El 39,07% de los aislados asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) obtenidos en el presente trabajo pertenecen al género *Geotrichum* sp. representando al aislado con mayor frecuencia., por consiguiente, el género *Fusarium* sp. con el 29,47% y el género *Penicillium* sp 16,55% y por último los géneros que tuvieron una menor abundancia fueron los géneros *Rhizopus* sp. (11,58%), *Cladosporium* sp. (1,32%), *Mucor* sp. (0,99%), *Ceratocystis* sp. (0,99%).

Tabla 3-3: Porcentaje de los microorganismos fúngicos aislados de frutos de chonta en la Provincia de Pastaza

Microorganismo aislado	Número de aislados	Porcentaje	Órgano del cual fueron aislados
<i>Geotrichum</i> sp.	118	39,07%	Fruto
<i>Fusarium</i> sp.	89	29,47%	Fruto
<i>Penicillium</i> sp.	50	16,55%	Fruto
<i>Rhizopus</i> sp.	35	11,58%	Fruto
<i>Cladosporium</i> sp.	4	1,32%	Fruto
<i>Mucor</i> sp.	3	0,99%	Fruto
<i>Ceratocystis</i> sp.	3	0,99%	Fruto

Realizado por: Karen Noriega, 2022

3.3.1 Abundancia relativa a nivel de filo, clase, orden, familia y genero con relación a las cuatro localidades en estudio

El filo fúngico que presentó una mayor abundancia en las cuatro localidades fue el filo Ascomycota con un 87,41% en cambio el filo Mucoromycota obtuvo una menor abundancia representando el 12,58% (**Gráfico 1-3**)

A nivel del filo Ascomycota y filo Mucorocymota, la abundancia relativa encontrada fue distinto para las cuatro diferentes localidades de la provincia de Pastaza; debido a que en el filo Ascomycota se encontró una mayor abundancia en las localidades de San Cristóbal, Hatun Atahualpa y San Francisco, en comparación a la localidad Pueblo Unido que fue la que tuvo una menor abundancia; por otro lado, en el filo Mucoromycota la localidad con una mayor

abundancia fue San Cristóbal, en comparación a las localidades con menor abundancia las cuales fueron San Francisco, Hatun Atahualpa, y Pueblo Unido.

Los resultados más elevados obtenidos para la abundancia en el filo Ascomycota se obtuvieron en las localidades de San Cristóbal (65,56%), Hatun Atahualpa (16,23%) y Pueblo Unido (2,98%); mientras que el valor más bajo se registró en la localidad de San Francisco (2,65%).

En el filo Mucoromycota las localidades más abundantes fueron en San Cristóbal (6,29%), Pueblo Unido (1,32%), Hatun Atahualpa (4,30%), y el valor más bajo se registró en la localidad San Francisco (0,66%).

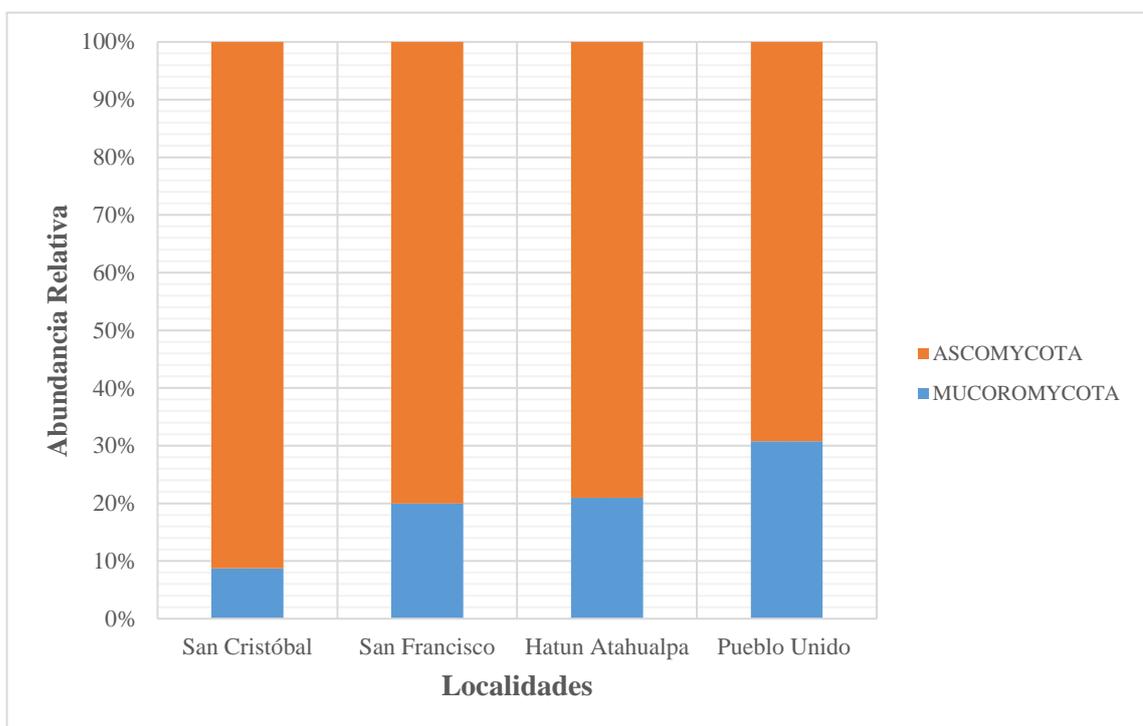


Gráfico 1-3. Abundancia relativa a nivel de filo de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Para los valores de clase, se encontraron cuatro los cuales fueron; Saccharomycetes (39,07%), Sordariomycetes (30,46%), Eurotiomycetes (16,56%), Dothideomycetes (1,32%) que estuvieron dentro del filo Ascomycota y por último la clase Mucoromycetes (1,32%) que se encontró dentro del filo Mucoromycota (**Gráfico 2-3**).

Los resultados de abundancia más altos obtenidos fue en la clase Saccharomycetes (39,07%) dentro de la misma se encontraron los valores más altos la cual es perteneciente a la localidad de

San Cristóbal (31.46%), y los valores más bajos se registraron en las localidades de Hatun Atahualpa (5,96%), San Francisco (0,99%) y Pueblo Unido (0,66%). Por otra parte, los valores de abundancia para la clase Sordariomycetes (30,46%) son los siguientes obteniendo el valor más alto el cual se obtuvo en la localidad de San Cristóbal (20,53%), entre tanto los resultados con menor abundancia se obtuvieron en las localidades de Hatun Atahualpa (8,61%), Pueblo Unido (0,66%) y San Francisco (0,66%). Los valores más altos para la clase Eurotiomycetes (16,56%) se encontró en la localidad San Cristóbal (12,25%), y los valores más bajos se encontraron las localidades Hatun Atahualpa (1,66%), Pueblo Unido (1,66%) y San Francisco (0,99%). Para la clase Dothideomycetes (1,32%) el valor más alto se registró en la localidad San Cristóbal (1,32%), mientras que en las localidades Hatun Atahualpa, Pueblo Unido y San Francisco no hubo presencia de microorganismos.

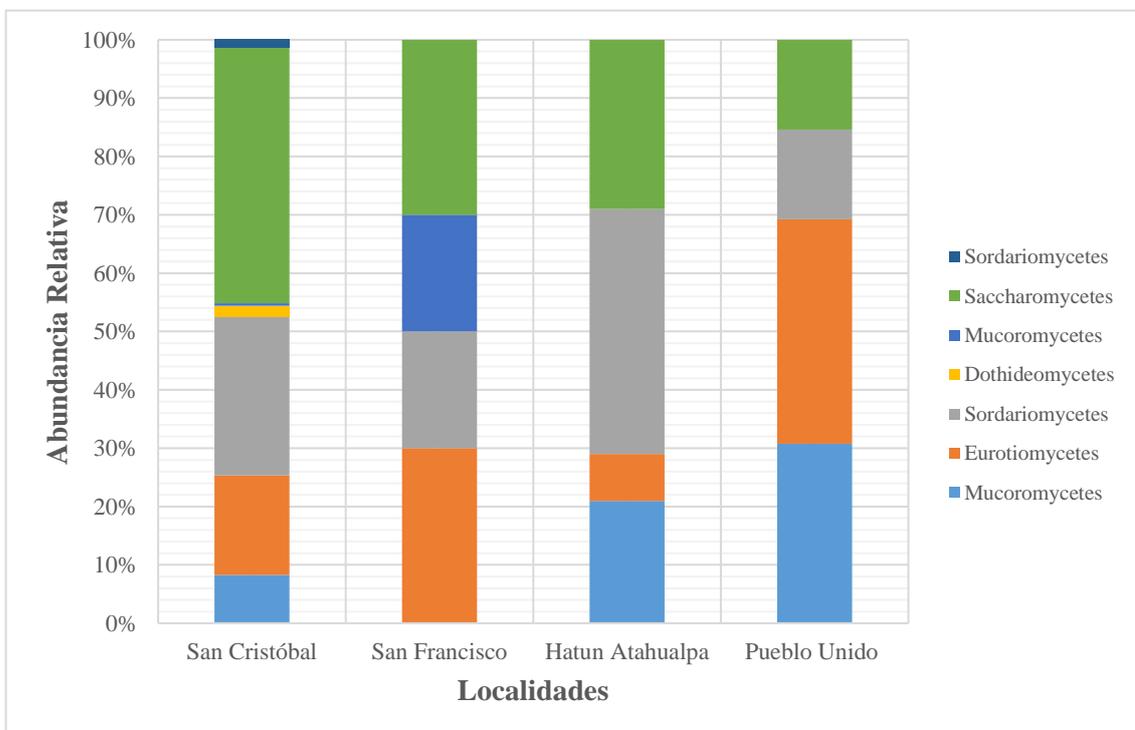


Gráfico 2-3. Abundancia relativa a nivel de clase de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

A nivel de orden que se puede apreciar en el **Gráfico 3-3** de abundancia relativa indica que se encuentran algunos perfiles de composición microbiana fúngica dentro de las cuatro localidades de la Provincia de Pastaza; en donde se obtuvieron cinco tipos de órdenes los cuales son; Saccharomycetales (39,07%), Hipocreales (29,47%), Eurotiales (16,56%), Cladosporiales (1,32%), Microascales (0,99%) dentro del filo Ascomycota; y el orden Mucorales (12,58%) en el filo Mucoromycota.

Los resultados obtenidos en el orden Saccharomycetales (39,07%) el cual fue el que presentó una mayor abundancia, son los siguientes: el mayor resultado se presentó en la localidad de San Cristóbal (31,46%), y los resultados más bajos se obtuvieron en las localidades de Hatun Atahualpa (5,96%), San Francisco (0,99%), y Pueblo Unido (0,66%). Los resultados obtenidos en el orden Hipocreales (29,47%) el cual fue el de mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con mayor valor se registró en la localidad de San Cristóbal (19,54%), por tanto los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (8,61%), San Francisco (0,66%), y Pueblo Unido (0,66%). Los resultados obtenidos en el orden Eurotiales (16,56%) el cual fue que presento mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (12,25%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (1,66%), Pueblo Unido (1,66%) y San Francisco (0,99%). Los resultados obtenidos en el orden Cladosporiales (1,32%) el cual fue el que presento mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (1,32%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades San Francisco, Hatun Atahualpa y Pueblo Unido en la cual hubo ausencia de microorganismos. Los resultados obtenidos en el orden Microascales (0,99%) el cual fue el que presento mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (0,99%), mientras que en las otras localidades San Francisco, Hatun Atahualpa y Pueblo Unido hubo ausencia de microorganismos. Y en el filo Mucoromycota se encontró el orden Mucorales (12,58%) el cual fue el que presento mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (6,29%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (4,30%), Pueblo Unido (1,32%) y San Francisco (0,66%).

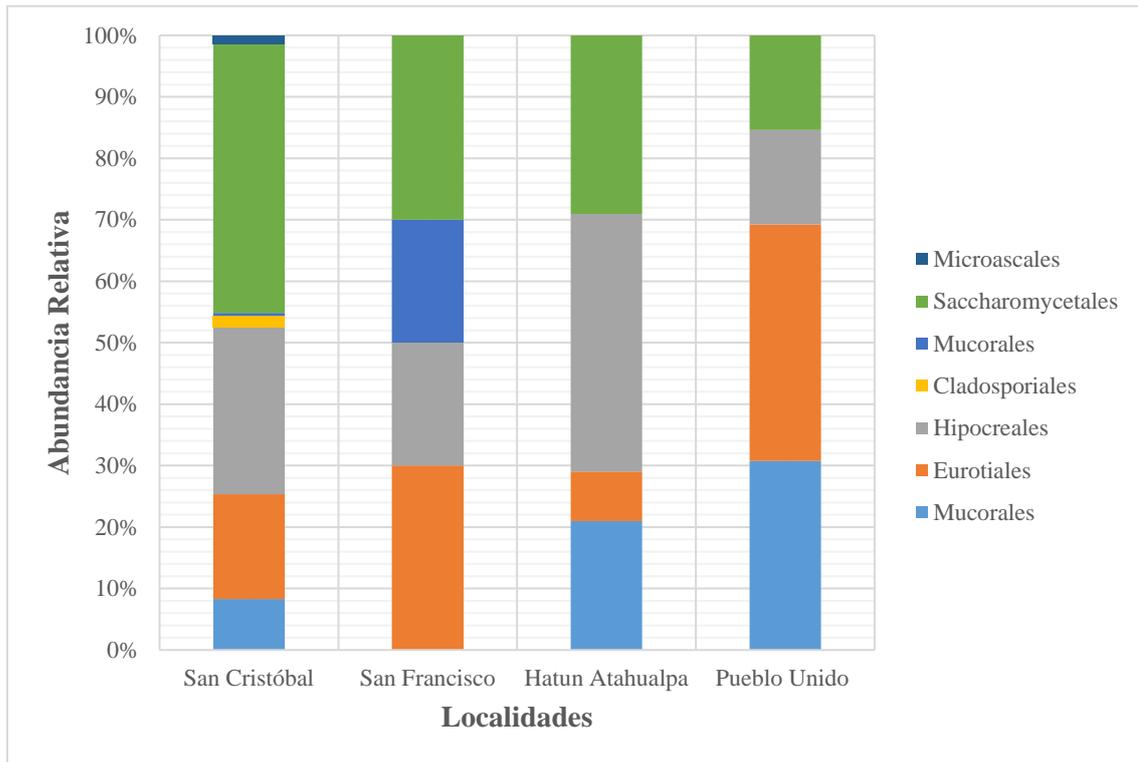


Gráfico 3-3. Abundancia relativa a nivel de orden de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

En la abundancia relativa a nivel de familia podemos observar en el **Gráfico 4-3**, en donde se muestra la diversidad de la composición fúngica en las cuatro localidades de la Provincia de Pastaza. Se descubrieron cinco familias pertenecientes al filo Ascomycota en las cuales tenemos Dipodascaceae (39,07%), Nectriaceae (29,47%), Aspergillaceae (16,56%), Cladosporiaceae (1,32%), y Ceratocystidaceae (0,99%); mientras que en el filo Mucoromycota se encontraron dos familias Rhizopodaceae (11,59%), y Mucoraceae (0,99%).

Los resultados obtenidos en la familia Dipodascaceae (39,07%) el cual fue el de mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Cristóbal (31,46%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (5,96%), San Francisco (0,99%), y Pueblo Unido (0,66%). Los resultados obtenidos en la familia Nectriaceae (29,47%) el cual fue el de mayor presencia son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Francisco (19,54%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (8,61%), San Francisco (0,66%), y Pueblo Unido (0,66%). Los resultados obtenidos en la familia Aspergillaceae (16,56%) el cual fue el de mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Cristóbal (12,25%), y los

resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (1,66%), Pueblo Unido (1,66%), y San Francisco (0,99%). Los resultados obtenidos en la familia Cladosporiaceae (1,32%) el cual fue el de mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Cristóbal (1,32%), mientras tanto en las localidades de Hatun Atahualpa, Pueblo Unido y San Francisco hubo ausencia de microorganismos fúngicos. Los resultados obtenidos en la familia Ceratocystidaceae (0,99%) el cual fue el de mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Cristóbal (0,99%), mientras tanto en las localidades de Hatun Atahualpa, Pueblo Unido y San Francisco hubo ausencia de microorganismos fúngicos. En el filo Mucoromycota se registraron dos familias Rhizopodaceae (11,59%), el cual fue el que presento mayor abundancia, sus valores son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Cristóbal (5,96%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (4,30%), Pueblo Unido (1,32%), mientras que en la localidad de San Francisco hubo ausencia de microorganismos fúngicos; finalmente en la familia Mucoraceae (0,99%) el cual fue el que presento mayor abundancia, sus valores son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó la localidad de San Francisco (0,66%), y los resultados con valores menores se presentó en la localidad de San Francisco (0,33%), mientras que en las localidades de Pueblo Unido y Hatun Atahualpa hubo ausencia de microorganismos fúngicos.

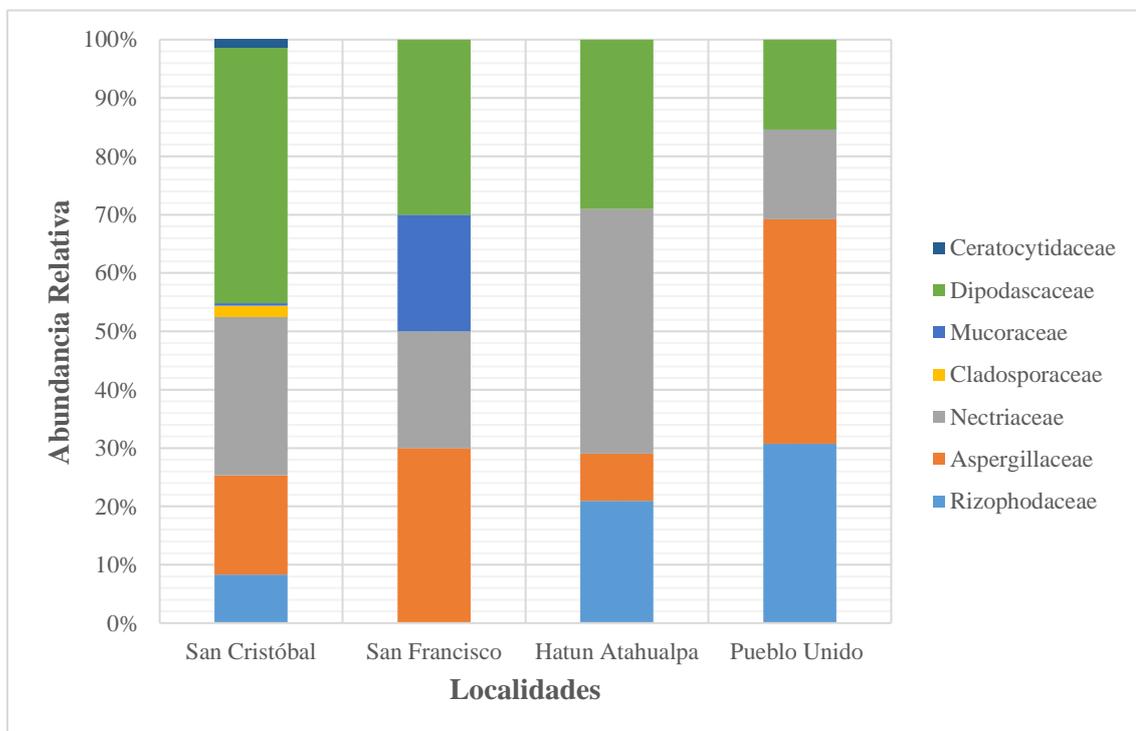


Gráfico 4-3. Abundancia relativa a nivel de familia de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

En la abundancia relativa a nivel de orden que podemos observar en el **Gráfico 5-3**, en donde se muestra la diversidad de la composición fúngica en las cuatro localidades de la Provincia de Pastaza. Se descubrieron cinco géneros pertenecientes al filo Ascomycota en las cuales tenemos *Geotrichum* sp. (39,07%), *Fusarium* sp. (29,47%), *Penicillium* sp. (16,55%), *Cladosporium* sp. (1,32%) y *Ceratocystis* sp. (0,99%); mientras que en el filo Mucoromycota se encontraron dos géneros *Rhizopus* sp. (11,58%), y *Mucor* sp. (0,99%).

Los resultados obtenidos en el género *Geotrichum* sp. (39,07%), el cual fue el que presentó mayor abundancia, sus valores son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (31,46%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (5,96%), San Francisco (0,99%), y Pueblo Unido (0,66%). Los resultados obtenidos en el género *Fusarium* sp. (29,47%), son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (19,54) y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (8,61%), San Francisco (0,66%), y Pueblo Unido (0,66%). Los resultados obtenidos en el género *Penicillium* sp. (16,55%), son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (12,25%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades Hatun Atahualpa (1,66%), Pueblo Unido (1,66%), y San Francisco (0,99%). Los resultados obtenidos en el género *Ceratocystis* sp. (0,99%), son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad de San Cristóbal (0,99%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa, Pueblo Unido, y San Francisco en la cual hubo ausencia de microorganismos fúngicos. Por otro lado, en el filo Mucoromycota los resultados obtenidos en el género *Rhizopus* sp. (11,59%) el cual fue el que presentó mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad San Cristóbal (5,96%), y los resultados con valores menores se presentaron en las localidades de Hatun Atahualpa (4,30%), Pueblo Unido (1,32%), y en San Francisco hubo ausencia de microorganismos fúngicos. Los resultados obtenidos en el género *Mucor* sp. (0,09%) el cual fue el que presentó mayor abundancia, son los siguientes: el resultado con abundancia alta se presentó en la localidad San Francisco (0,66) y los resultados con valores menores se presentó en la localidad de San Cristóbal (0,33%), mientras que en las localidades de Hatun Atahualpa y Pueblo Unido hubo ausencia de microorganismos fúngicos.

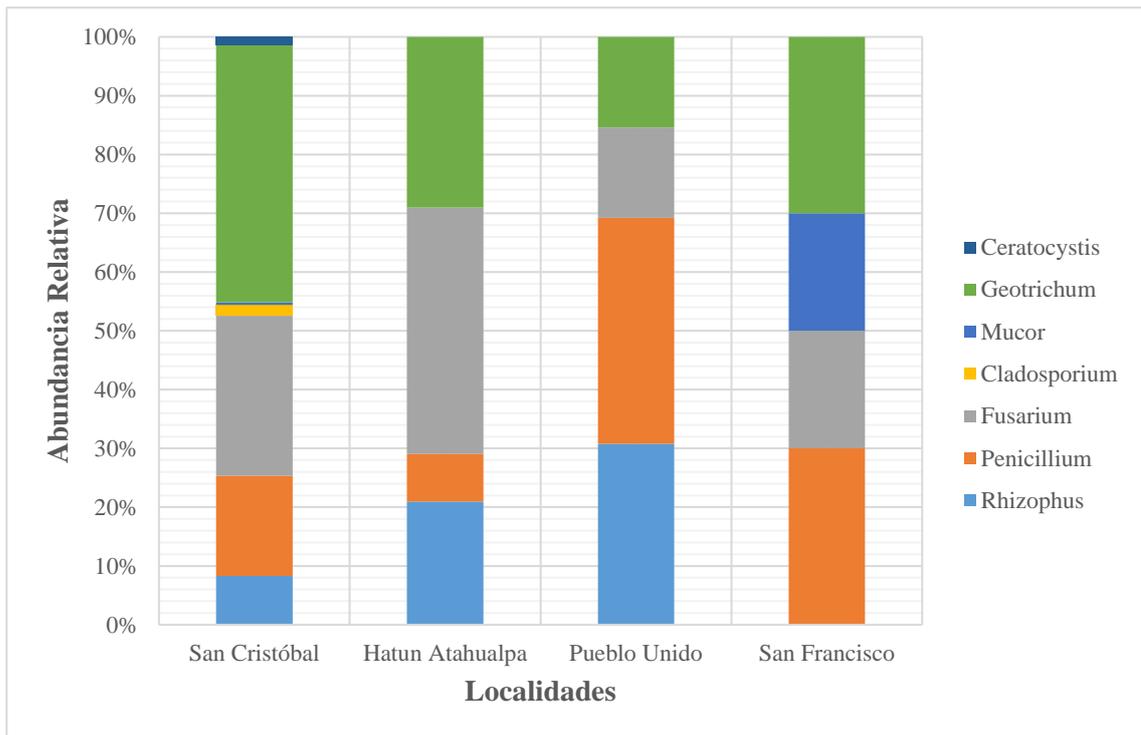


Gráfico 5-3. Abundancia relativa a nivel de género de los microorganismos fúngicos aislados en las localidades de la Provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

3.3.2 Diversidad de los microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta

La diversidad de microorganismos fúngicos presentes en los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) en las cuatro localidades de la provincia de Pastaza fueron cuantificados mediante los índices de diversidad (ID). La α -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 obtuvo la mayor diversidad de microorganismos fúngicos. La riqueza de especies (RS) en San Francisco fue de $3,75 \pm 1,06$; por lo tanto, que los valores de riqueza de especies para las demás localidades fueron: $RS = 3,42 \pm 0,01$ para Pueblo Unido; $RS = 2,16 \pm 1,06$ para Hatun Atahualpa; y por último la localidad de San Cristóbal con $RS = 2,01 \pm 1,33$, tuvo los valores más bajos de riqueza de especies siendo la menos diversa entre las localidades (**Gráfico 6-3**). Del mismo modo, el test de Kruskal-Wallis comprobó 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

Test de Kruskal-Wallis	
Localidad	Riqueza de especies
San Francisco	3,75 a ¹
Pueblo Unido	3,42 ab
Hatun Atahualpa	2,16 ab
San Cristóbal	2,01 b

¹Promedios con letras iguales son estadísticamente similares según el test de Kruskal-Wallis al 5%

Realizado por: Karen Noriega, 2022

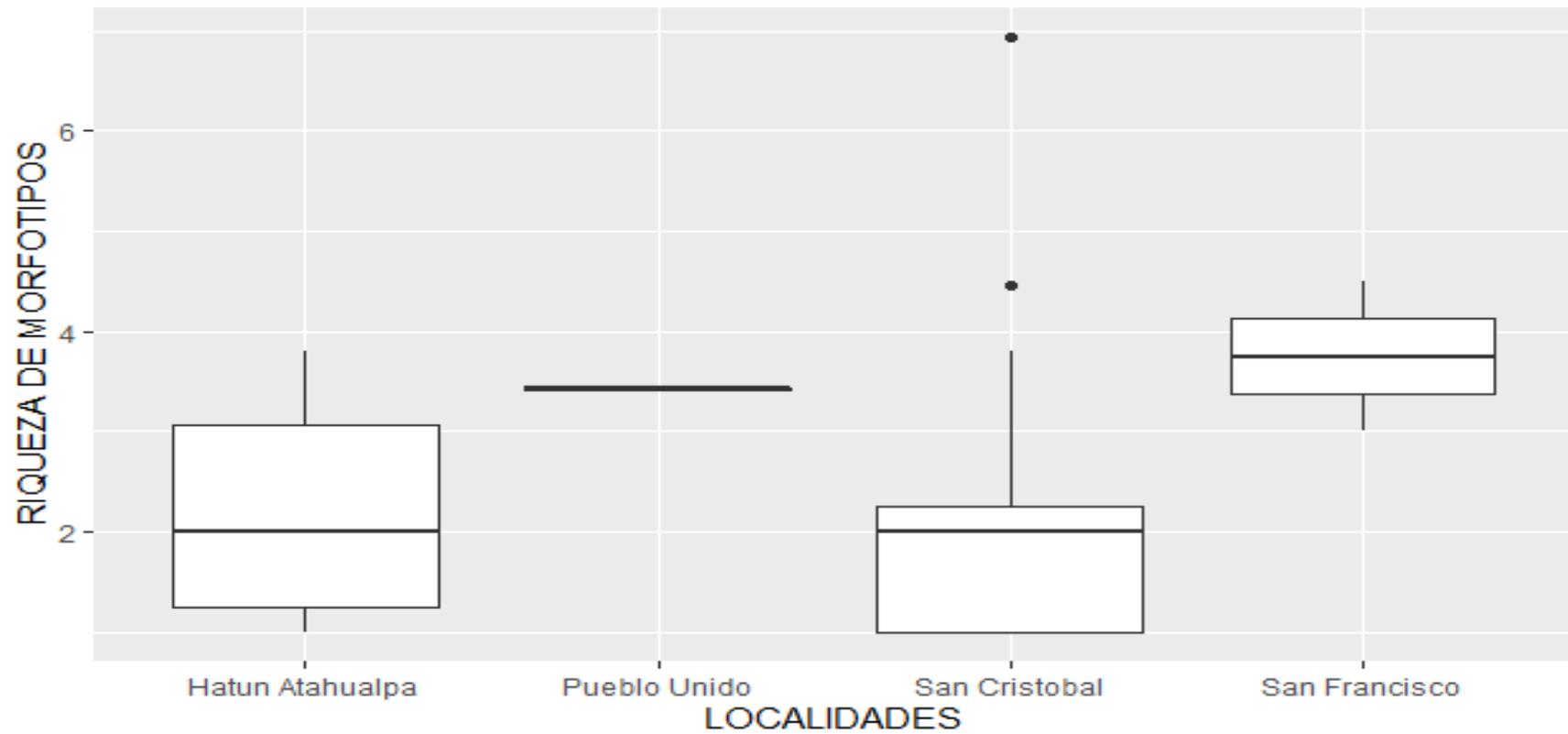


Gráfico 6-3. Diagrama de caja y bigote para la riqueza de especies de microorganismos fúngicos aislados en las cuatro localidades de la provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Diversidad de Shannon:

La diversidad de Shannon (H') cuantificada por localidad, evidenció que San Francisco obtuvo la mayor diversidad (H') de microorganismos fúngicos. El valor de diversidad (H') para San Francisco es $4,25 \pm 0,90$; por lo tanto, los valores de la diversidad de Shannon para las demás localidades fueron: $H' = 3,35 \pm 0,21$ para Pueblo Unido; $H' = 2,04 \pm 0,92$ para Hatun Atahualpa; y por último la localidad de San Cristóbal con $H' = 1,81 \pm 0,99$, obtuvo los valores más bajos de diversidad de Shannon siendo la menos diversa entre las localidades (Gráfico 7-3). Del mismo modo, el test de Kruskal-Wallis comprobó 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

Test de Kruskal-Wallis	
Localidad	Riqueza de especies
San Francisco	4,25 a ¹
Pueblo Unido	3,35 ab
Hatun Atahualpa	2,04 ab
San Cristóbal	1,81 b

¹Promedios con letras iguales son estadísticamente similares según el test de Kruskal-Wallis al 5%

Realizado por: Karen Noriega, 2022

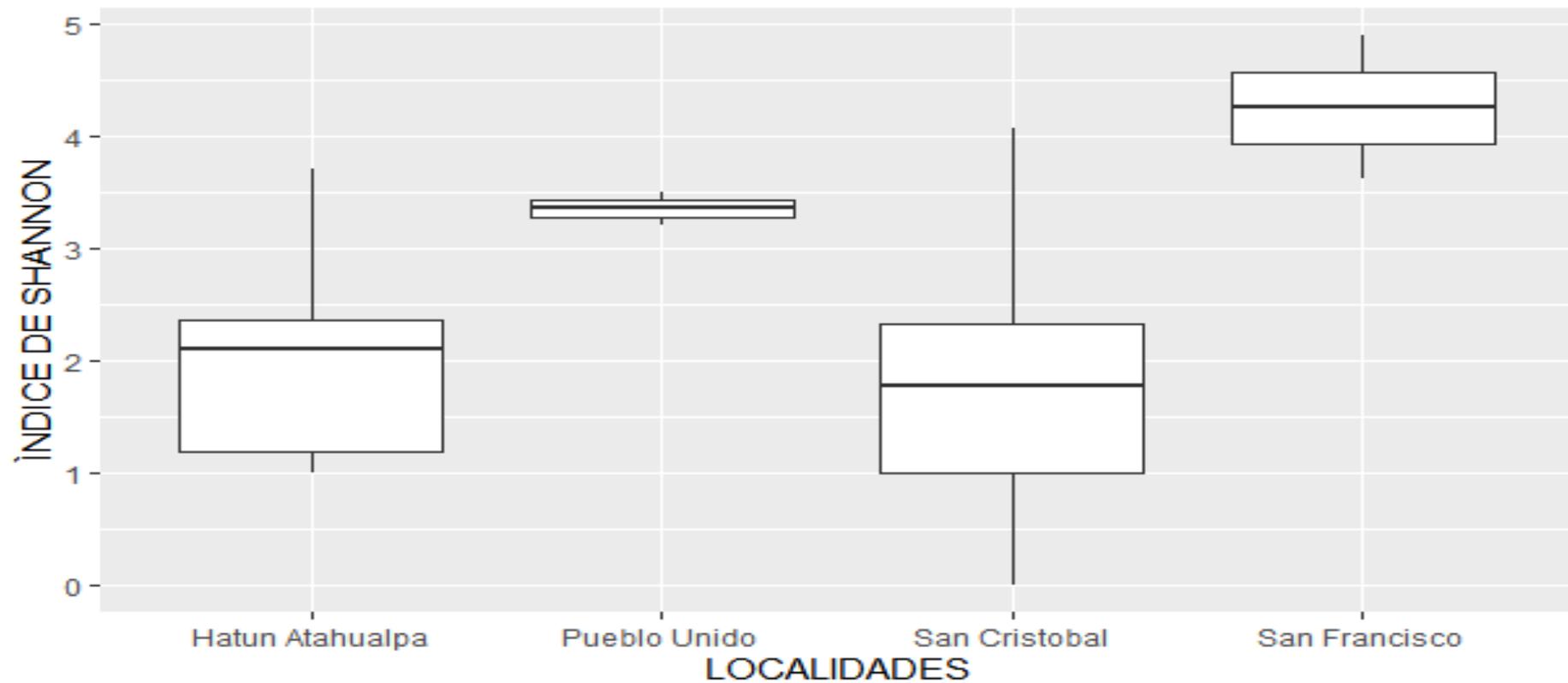


Gráfico 7-3. Diagrama de caja y bigote para el índice de Shannon de los microorganismos fúngicos aislados en las cuatro localidades de la Provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

Diversidad de Simpson:

La diversidad de Simpson (D), que es más sensible a los microorganismos dominantes o comunes en la localidad, cuantificada para cada localidad indicó que San Francisco obtuvo la mayor diversidad (D) microbiana fúngica. El valor de diversidad de Simpson (D) en San Francisco fue de $3,83 \pm 1,64$; por lo tanto, los valores de diversidad de Simpson para las demás localidades fueron: $D = 3,37 \pm 0,53$ para Pueblo Unido; $D = 1,83 \pm 0,70$ para Hatun Atahualpa; y por último la localidad de San Cristóbal con $D = 1,68 \pm 1,02$, obtuvo los valores más bajos de diversidad de Simpson siendo la menos diversa entre las localidades (**Gráfico 8-3**). Del mismo modo, el test de Kruskal-Wallis comprobó 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	Riqueza de especies
San Francisco	3,83 a ¹
Pueblo Unido	3,37 ab
Hatun Atahualpa	1,83 ab
San Cristóbal	1,68 b

¹Promedios con letras iguales son estadísticamente similares según el test de Kruskal-Wallis al 5%

Realizado por: Karen Noriega, 2022

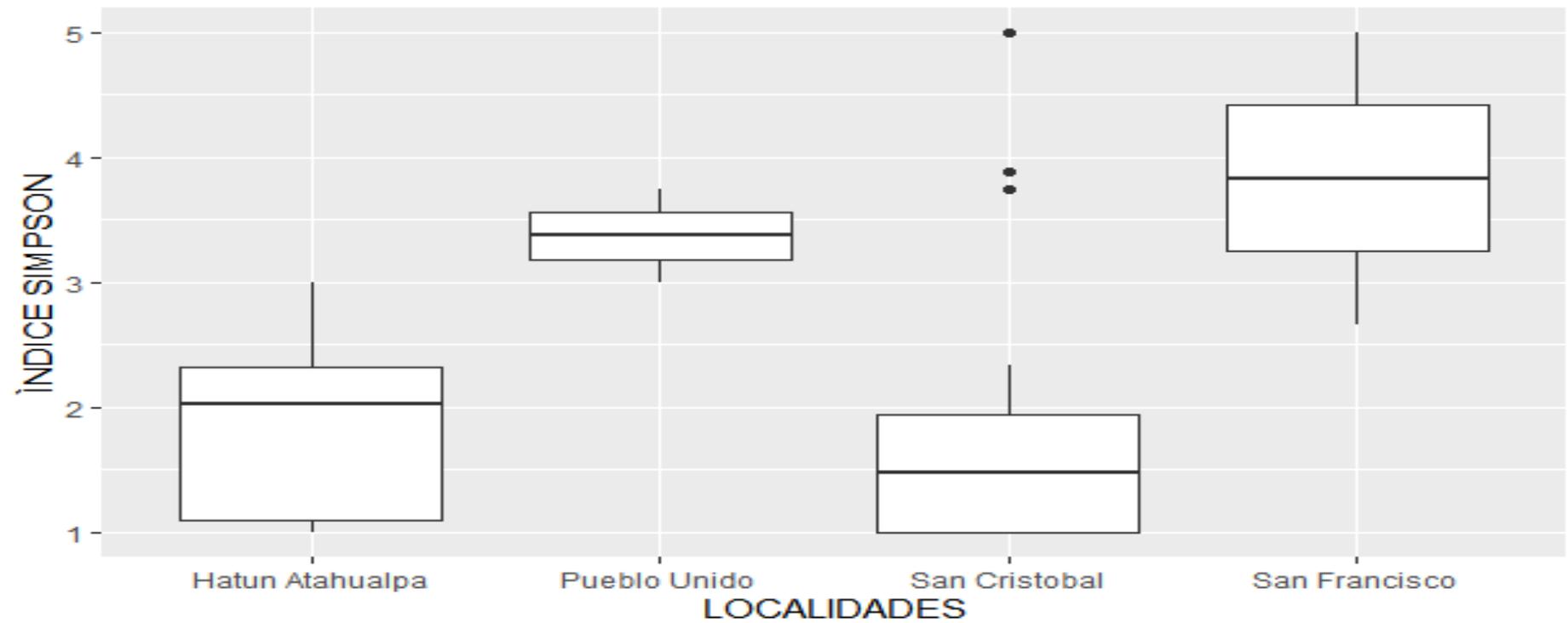


Gráfico 8-3. Diagrama de caja y bigote para el índice de Simpson de los microorganismos fúngicos aislados en las cuatro localidades de la provincia de Pastaza.

Realizado por: Karen Noriega, 2022

La diversidad de microorganismos fúngicos asociados a los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) en la Provincia de Pastaza, se manifestó con la siguiente sintomatología: pudriciones en el epicarpio del fruto, consistencia blando-acuosa con mal olor, costras y manchas cafés, además se pudo notar necrosis de forma circular con exudados oscuros, presencia de micelio que varió entre blanco, verdoso, y grisáceo de aspecto algodonoso o pulverulento. Se observó puntos circulares necróticos agrupados en el epicarpio en los tres fenotipos de color, en ciertos casos formando depresiones circulares o alargadas.

Los géneros asociados a las pudriciones duras o acuosas encontrados fueron: *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium*, *Alternaria*, *Diplodia* y *Cladosporium* sp.; estos se ven favorecidos cuando la humedad es cercana al 25% en los tejidos presentes en la semilla, si existe un porcentaje cercano al 15% los géneros antes mencionados difícilmente pueden causar daños (Amorín et al., 2018, pp. 317-320); por otro lado se reporta a *Rosellinia necatrix*, *Armillariella mellea* y *Fomes meslignosus* como microorganismos capaces de producir pudriciones secas; siendo el más importante *Rosellinia* capaz de producir pudrición negra se presenta con síntomas de amarillamiento en ciertas zonas a manera de parches luego marchitez defoliación y muerte (CIAT 1977, p. 27).

Se obtuvieron un total de 302 aislados fúngicos a los cuales se clasificaron en 7 morfotipos diferentes, identificados a nivel de género, correspondientes al filo Ascomycota los siguientes: *Geotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Cladosporium* sp., *Ceratocystis* sp.; mientras que en filo Mucoromycota se encontraron *Rhizopus* sp. y *Mucor* sp.

Guédez et al. (2014, p.82) a nivel postcosecha cita a los hongos patógenos más importantes que provocan pudriciones en frutas tropicales; durante su transporte, almacenaje y comercialización; además menciona las enfermedades más comunes a nivel postcosecha en frutas y hortalizas, como *Colletotrichum* sp., *Rhizopus stolonifer*, *Botrytis cinerea*, *Penicillium italicum* y *Penicillium digitatum*; así también Hernández et al. (2020, p.2) enuncia que ciertas frutas tropicales son atacadas principalmente por agentes patógenos pudiendo ser estas: *Colletotrichum*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Rhizopus*, *Penicillium* y *Phytophthora* durante su almacenamiento; Sarkhosh et al (2018, pp. 153-162) reporta a varios géneros como *Botryosphaeria*, *Colletotrichum*, *Fusarium* y *Phytophthora* asociados a frutas tropicales como aguacate, mango y papaya; estos hongos afectan a los frutos unidos todavía a la planta y los dañan durante el almacenamiento, transporte, incluso en estantería. En la guanábana una fruta tropical se ha reconocido a varios de los agentes patógenos que producen daños similares a los observados en la fruta de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) tales son: *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*,

Botryodiplodia theobromae, *Colletotrichum* sp., *Fusarium solani*, *Mucor* sp., *Penicillium chrysogenum*, *Penicillium* sp., y *Rhizopus stolonifer*, entre otros (Hernández et al., 2020, p.2)

En el presente trabajo de investigación se reporta al género *Geotrichum* sp. con mayor abundancia como agente patógeno del fruto de la palma de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth). Nakamura et al. (2008, pp. 155-57) reporta a *Geotrichum* sp. con similitud a una levadura; como patógeno causante de la pudrición agria, que es importante debido a que causa gran pérdida de frutos cítricos en la postcosecha; MA et al. (2017, pp. 1-7) menciona que el género *Geotrichum* sp. muestra síntomas en las primeras etapas con manchas diminutas de color negro, con halos de color amarillo; y en la última etapa se apreciaba una fina capa de moho blanquecino esponjoso esto en el cultivo de frutilla.

Se encontró al género *Fusarium* como hongo patógeno causante de daños en los frutos de la palma de chonta. Vásquez et al (2012, p. 757) menciona que este género puede provocar lesiones necróticas que terminan en pudrición; los hongos como *Fusarium solani* causan daño al fruto a través del pedúnculo e invaden la parte interna del fruto, destruyendo la semilla y tejido circundante (Guedez et al., 2014, pp. 81-85)

En los frutos de la palma de chonta se logró observar al género *Penicillium* sp. colonizando mayoritariamente en el epicarpio del fruto con aspecto polvoso de colores grises a verdosos. Palou et al. (2016, pp. 391-400) reporta a *Penicillium* sp. como mohos azules o verdosos que colonización rápidamente a los frutos.

En el presente trabajo de investigación se aisló colonias del género *Mucor* sp. asociados a los frutos de la palma de chonta. Cruz et al. (2017, pp. 397-417) reporta el orden Mucorales presente en climas tropicales y subtropicales; la afectación resultante provoca pudriciones de consistencia blanda-acuosa en la precosecha y postcosecha de frutos de papaya.

También se encontró presente al género *Rhizopus* sp. como agente patógeno asociado a los frutos de la palma de chonta. Palou et al. (2016, pp. 394) menciona que *Rhizopus* sp. causa pudriciones menores en frutos frescos de palma datilera; mientras Amorín et al. (2018, pp. 317-320) lo describe como un hongo típicamente asociado a pudriciones acuosas, causando también pudriciones en la etapa de postcosecha de mayor importancia en la frutilla; en donde la especie *Rhizopus stolonifer* es la más común, sus ataques lo realizan en órganos de reserva como tomates, calabazas, yucas, entre otros.

Por otro lado, se encontraron microorganismos fúngicos del género *Cladosporium* sp. presente en los frutos de la palma de chonta. Palou et al. (2016, pp. 391-400) menciona que, en fruta fresca de dátil, *Cladosporium* sp. provoca pudrición que comienza con una mancha negra en la superficie asociándolo así también con *Alternaria* sp.; *Cladosporium* sp. provocan lesiones pequeñas ubicadas de manera irregular; Vásquez et al. (2012, p. 757) dice que el hongo induce a la formación de anillos necróticos en la parte central del fruto.

Los aislados fúngicos caracterizados e identificados como *Ceratocystis* sp. se encontraron presentes en los frutos de la palma de chonta. Tzeng et al. (2010, p.74) describe síntomas relacionados con *Ceratocystis paradoxa* en frutos de coco (*Cocos nucifera* L.) en donde se presenta ennegrecimiento de los exocarpos, mesocarpios y luego los endocarpos, además a nivel del pedicelo.

CONCLUSIONES

1. Las sintomatologías internas y externas encontradas en los fenotipos de color 10R 5/10 (anaranjado), 2,5Y 8/10 (amarillo), 10R 4/10 (rojo) según el sistema de color de Munsell de tejidos de plantas, aislados de los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) fueron: pudriciones en el epicarpio de consistencia blando-acuosas con mal olor, costras y manchas cafés, además se pudo notar necrosis de forma circular con exudados oscuros, presencia de micelio que varió entre blanco, verdoso, grisáceo de aspecto algodonoso o pulverulento. Se observó puntos circulares necróticos agrupados en el epicarpio del fruto en los tres fenotipos, en ciertos casos formando depresiones circulares o alargadas.
2. Los microorganismos fúngicos que se aislaron directa e indirectamente de los frutos de chonta (*Bactris gasipaes* Kunth) fueron caracterizados tanto cultural como morfológicamente, identificándose con los siguientes géneros: *Geotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Rhizopus* sp., *Mucor* sp., *Cladosporium* sp., y *Ceratocystis* sp.
3. Se encontró diversos taxones con abundancia relativa diferentes, hallándose al género *Geotrichum* sp. (39,07%) con mayor frecuencia, luego le siguieron los géneros *Fusarium* sp. (29,47%), *Penicillium* sp. (16,55%), *Rhizopus* sp. (11,58%), *Cladosporium* sp. (1,32%) y con menor proporción aparecieron los aislados de los géneros *Mucor* sp. (0,99%) y *Ceratocystis* sp. (0,99%).
4. Se determinó la diversidad fúngica de las localidades de la Provincia de Pastaza en estudio, mostrándose a la localidad San Francisco como la más diversa, según la riqueza de especies (RS), diversidad de Shannon (H') y diversidad de Simpson (D), en cambio a la localidad San Cristóbal como la menos diversa.

RECOMENDACIONES

1. Realizar más colectas con frutos de diferentes fenotipos que abarquen más provincias de la Amazonía, y considerar distintos estados de madurez de los racimos
2. Realizar la caracterización molecular de los microorganismos fúngicos aislados de los frutos de chonta.
3. Determinar la diversidad fúngica de los microorganismos asociados a los frutos de Chonta, considerando una amplia zona de muestreo que incluya a más provincias.

GLOSARIO

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 holoárticos. 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 mótulas 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).

Biverticilado: ramificado en dos niveles, es decir con metulas y fiálides, como los conidióforos de algunas especies de *Penicillium* (*P. claviforme*, *P. isladicum*, *P. notatum*, de los hongos asexuales moniliaceos) que Pitt considera en el subgénero *Biverticilium* (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Bovisteloide. Tipo de desarrollo de cuerpo fructífero (forado) en el cual se forma una cavidad con base estéril y un capilicio compuesto por filamentos separados, los cuales se adelgazan hacia sus ápices, como se ve en *Bovistella* (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Cabeza conidial. Parte superior de un conidióforo donde se producen las células conidiógenas; por ejemplo, en *Aspergillus* (hongos asexuales moniliaceos) la cabeza conidial consiste en una vesícula sobre cuya superficies se forman fiálides (células conidiógenas) o metulas y fiálides, dependiendo de las especies (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Calceiforme. De forma de zapato, como los conidios de *Calceispora hachijoensis* (hongos asexuales monilaceos) (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Calcícola. Organismo que vive en sustratos ricos en carbonato de calcio, especialmente rocas y suelos calizos o yesosos (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Calcífero. Que tiene carbonato de calcio, como el capilicio de los esporo foros de los Physarales (Myxomycetes) (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Cáncer. Tumor de tamaño variable y sin forma definida que puede desarrollarse en cualquier órgano vegetal de muchas fanerógamas silvestres y cultivadas. Es una enfermedad caracterizada por la rápida proliferación de las células meristemáticas (hiperplasia), que produce excrecencias o agallas rugosas, mas o menos redondeadas. Los agentes causales pueden ser bacterias (como *Agrobacterium tumefaciens*) u hongos (como *Apiospora morbosa*, de los Pleosporales, y *Nectria gallinea*, de los Hypocreales). También se llama cancro (de la misma etimología que cáncer) (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

Candelabro. Estructura ramificada a manera de candelabro (Ulloa et al., 2006: p.87-88).

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 otras fructificaciones; frecuentemente es una extensión del pedicelo que haya 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 himeniífera 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 dendroide 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, encorvado 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 mesófilo 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).

Microconidios: 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 parasito 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 sus 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).

BIBLIOGRAFIA

AMORIN, Lilian; MARQUES REZENDE, Jorge; & BERGAMIN FILHO, Armando. *Manual de Fitopatología*. 5ª Ed. São Paulo, Brasil: Editora Agronômica Ceres Ltda, 2018. ISBN: 978-85-318-0058-6, pp. 313-320.

ARENCIBIA, A., ROSARIO, F. Y GÁMEZ, M. “Métodos generales de conservación de microorganismos”. [en línea], 2008, (Cuba), p.8. [Consulta: 15 noviembre 2021], Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/262724715_Metodos_generales_de_conservacion_de_microorganismos

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: 20 febrero 2022]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s00284-021-02494-w>

BALMAS, V Y QUIRICO, M. *Hints for the morphological identification of some of the most common species of Fusarium*. Università degli Studi di Sassari, Viale Italia: Dipartimento di Agraria, 2000. pp. 22-23.

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.

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 diciembre 2021]. ISSN 0166-0616. Disponible en: <https://doi.org/10.3114/sim0003>

BERNALES, Jorge. *Cultivo del Pijuayo (Bactris gasipaes Kunth) para Palmito en la Amazonía*. [en línea]. Lima-Perú: Publicaciones de Organización del Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaría Pro Tempore. [Consulta: 20 febrero 2022]. Disponible en: <http://www.otcaoficial.info/assets/documents/20160704/37f2e7ff2c44963f6b1d04f3184d77f0.pdf>

CASTAÑEDA, A; CASAS, A; GUTIÉRREZ, A et al. Especies promisoras de la Amazonia: conservación, manejo y utilización del germoplasma. [en línea]. Colombia: PRODUMEDIOS, 2001. [Consulta: 15 noviembre 2021]. Disponible en:

https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/30714/59421_44998.pdf?sequence=1&isAllowed=y

CIAT. *Descripción de las enfermedades de la yuca.* [en línea]. Cali-Colombia: CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL, 1977. [Consulta: 23 febrero 2022]. Disponible en: <https://cgspace.cgiar.org/bitstream/handle/10568/77953/11714.pdf;jsessionid=4744671D7C413CE74CC8B0742719196A?sequence=1>

CONSTANTINO, L; PARDO, L; AGUDELO, R et al. "Manejo integrado de los barrenadores del fruto (*Palmelampus heinrichi* y *Parisoschoetus bactrisae*) de palma de chontaduro (*Bactris gasipaes*)" [En línea], 2021, (Colombia) 18 (12-38), pp 26-27. [Consulta: 15 noviembre 2021]. ISSN: 2007-1353. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/350123035_Manejo_integrado_de_los_barrenadores_del_fruto_Palmelampus_heinrichi_y_Parisoschoenus_bactrisae_de_palma_de_chontaduro_Bactris_gasipaes_en_la_Costa_Pacifica_de_Colombia

CORPOICA. *El cultivo de chontaduro (Bactris gasipaes H.B.K).* [en línea]. Florencia, Caquetá-Colombia: Centro de investigaciones macagual, 1996. [Consulta: 15 noviembre 2021]. Disponible en: <http://bibliotecadigital.agronet.gov.co/bitstream/11348/4909/2/El%20cultivo%20de%20chontaduro.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 febrero 2022]. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.3390/plants10020202>

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 febrero 2022]. Disponible en: <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1611-3>.

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: 23 febrero 2022]. 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: 23 febrero 2022]. ISSN 0166-0616. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.10.001>

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: 20 febrero 2022]. Disponible en: <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0094-4>

ESTRADA, G.; & RAMÍREZ, C. *Micología General* [en línea]. Manizales, Caldas – Colombia: Centro Editorial Universidad Católica de Manizales, 2019. pp. 95-96 [Consulta: 22 febrero 2022]. ISSN 978-958-52337-1-3. Disponible en: http://www.ucm.edu.co/wp-content/uploads/libros/Micologia_general.pdf

DELGADO-MENDEZ, C; CASTAÑO-ZAPATA, J; VILLEGAS-ESTRADA, B. “Caracterización del agente causante de la roña del Maracuyá (*Passiflora edulis f. faviocarpa* DEGENER) en Colombia”. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* [en línea], 2013, (Colombia) 27 (143), pp. [Consulta: 20 febrero 2022]. ISSN 0370-3908. Disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0370-39082013000200005

DOMSCH, K.H & GAMS W. *Compendium of soil fungi*. London, United States: ACADEMIC PRESS INC, 1980. ISBN 0-12-220401-8, pp. 540-541.

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: 22 febrero 2022]. Disponible en: <https://www.apsnet.org/edcenter/resources/illglossary/Pages/default.aspx>

ESTRADA, Gloria y RAMIREZ, Martha. *Micología General*. [en línea]. Manizales Colombia: Centro Editorial Universidad Católica de Manizales, 2019. [Consulta: 15 noviembre 2021]. Disponible en: <http://up-rid2.up.ac.pa:8080/xmlui/handle/123456789/1847>

GODOY, S; PENCUE, L; RUIZ, A et al. “Clasificación automática del chontaduro (*Bactris gasipaes*) para su aplicación en conserva, mermelada y harinas”. *Bioteología en el sector agropecuario*. [en línea], 2007, (Colombia) 5 (2), pp. 139. [Consulta: 17 febrero 2022]. ISSN

1692-3561.

Disponible

en:

<http://revistas.unicauca.edu.co/index.php/biotecnologia/article/download/669/298>

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>

HERNANDEZ, J.E & LEON, J. Cultivos marginados, otra perspectiva de 1942. [en línea]. Jardín Botánico de Córdoba - España: Colección FAO: Producción y protección vegetal, 1992. [Consulta: 15 noviembre 2021]. Disponible en: <https://www.fao.org/3/t0646s/t0646s.pdf>

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], (United States of America) 2020, pp. 1-15. [Consulta: 20 febrero 2022]. ID 8962328. Disponible en: <https://www.hindawi.com/journals/ija/2020/8962328/>

KIDD, S.; HALLIDAY, C. L.; ALEXIOU, H. et al. *Descriptions of Medical Fungi* [en línea]. 3th ed. Adelaide-South Australia. CutCut Digital, 2016. pp. 12-193. [Consulta: 20 febrero 2022]. ISBN 9780646951294. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/docs/fungus3-book.pdf>

LARONE, D.; WALSH, T.; & HAYDEN, R. *Hongos médicamente importantes de Larone: una guía para la identificación.* [en línea]. 6ª ed. Washington-United States of America: ASM Press, 2018. [Consulta: 23 febrero 2022]. Disponible en: <http://library.lol/main/FDDAB91896FD68C73335A5AABC05B64E>

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.

LEZCANO, J. C., MARTÍNEZ, B., ALONSO, O. “Caracterización cultural y morfológica e identificación de 12 aislamientos fúngicos de semillas de *Leucaena leucocephala* cv”. *Perú. Pastos y Forrajes* [en línea]. 2010, 33(1), pp. 1-14. [Consulta: 20 febrero de 2022]. ISSN: 0864-0394. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=269119691004>

L.O'DONNELL, KERRY. *Zygomycetes in culture*. 2ª ed. University of Georgia, Athens, United States: Department of Botan, 1979. ISBN 0-935460-01-2, pp. 1-249.

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: 20 febrero 2022]. 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: 20 febrero 2022]. Disponible en: 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 21 febrero 2022]. pp.19-22. Disponible en: <https://www.bibliotecaagptea.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

MORA-URPI, J. *El pejiyabe (Bactris gasipaes H.B.K): origen, biología floral y manejo agronómico*. Costa Rica-San José: CATIE/FAO, 1983.

MUNSELL. *Munsell Plant Tissue Color Book*. 2012

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 febrero 2022]. 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: 20 febrero 2022]. ISSN 1980-5454. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/0100-5405/193244>

OJEDA, H. Evaluación de la eficiencia de la gallinaza sobre el ahijado y calidad comercial del tallo de palmito. (Trabajo de Titulación). Escuela Politécnica del Ejercito, Facultad de Ciencias Agropecuarias - IASA. Sangolquí, Ecuador. 2004. pp. 35-36.

OXFORD LANGUAGES. Definiciones de Oxford Languages.

PALOU, L; ROSALES, R; TABERNER, V; VILELLA, J. “Incidencia y etiología de las enfermedades poscosecha de frutos frescos de palmera datilera (*Phoenix dactylifera* L.) en el olivar de Elx (España)”. *Fitopatología mediterránea*. [en línea], 2016, (España) 55(3), pp. 391-399. [Consulta: 12 febrero 2022]. ISSN 1593-2095. Disponible en: <https://apsjournals.apsnet.org/doi/pdf/10.1094/PDIS-01-15-0112-RE>

PANTONE. *Pantone Color Institute*. [blog]. 1996-2022. [Consulta: 20 noviembre 2021]. Disponible en: <https://www.pantone.com/eu/es/>

PEBERDY, J. *Penicillium and Acremonium* [en línea]. University of Nottingham Nottingham-England: Springer, 1987. [Consulta: 20 febrero 2022]. Disponible en: <http://library.lol/main/EBA23CC9FB741457BF32B8CF5EB9ED10>

PEÑA, E. *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 febrero 2022]. Disponible en: 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: 22 febrero 2022]. Disponible en: <https://virtual.uptc.edu.co/ova/fito/archivo/glosario.pdf>

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: 20 febrero 2022]. 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.

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: 20 de febrero 2022]. Disponible en: <https://dspace.uclv.edu.cu/bitstream/handle/123456789/6889/Tesis%20Dr.%20Fernando%20Rivas%20Figueroa.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

RIVERA, Marta; et al. *Apuntes de fitopatología vegetal: fundamentos y prácticas para la salud de las plantas* [en línea]. Buenos Aires: Argentina. Facultad de Agronomía, 2020. [Consulta: 15 febrero 2022]. Disponible en: <https://www.agro.uba.ar/catalog/apuntes-de-patolog-vegetal-fundamentos-y-pr-cticas-para-la-salud-de-las-plantas>

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: 20 febrero 2022]. ISBN: 9789589905913. Disponible en: <https://www.ucn.edu.co/institucion/salaprensa/documents/manual-de-redaccion-mayo-05-2011.pdf>

SÁNCHEZ. “Enfermedades de la palma de aceite en América Latina”. *Revista palmas*. [en línea], 1990, (Colombia) 11(4), pp. 5-38. [Consulta: 15 febrero 2022]. Disponible en: <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/265>

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 febrero 2022]. Disponible en: <https://doi.org/10.17221/49/2017-PPS>

SEIBERT, R. "The importance of palms to Latin America: Pejibaye a notable example". *Revista CEIBA* [en línea], 1950, (Honduras) 1 (2), pp. 1-8. [Consulta: 20 febrero 2020]. Disponible en: <http://hdl.handle.net/11036/3934>

TELLO, J., FISAC, R. Y VARES, F. *Conservación de microorganismos fitopatógenos: hongos*. Madrid: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, 1991. pp. 46

TOUSSON, T; NELSON, P; MARASAS, W. *Fusarium species: an illustrated manual for identification*. University Park, Pennsylvania United States: Pennsylvania State University Press, 1983. ISBN 0271003499 9780271003498, pp. 1-193.

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: 15 febrero 2022]. PMID: 30754493. Disponible en: <https://doi.org/10.1094/PDIS-94-4-0487>

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: 15 febrero 2022]. ISSN 2521-9766. Disponible en: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S140531952012000800002&lng=es&tlng=es.

VILLACHICA, H. *Frutales y hortalizas promisoros de la Amazonia*. [en línea]. Lima-Perú: Tratado de Cooperación Amazónica, 1996. [Consulta: 15 noviembre 2021]. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/348048765_FRUTALES_Y_HORTALIZAS_PROMISORIOS_DE_LA_AMAZONIA

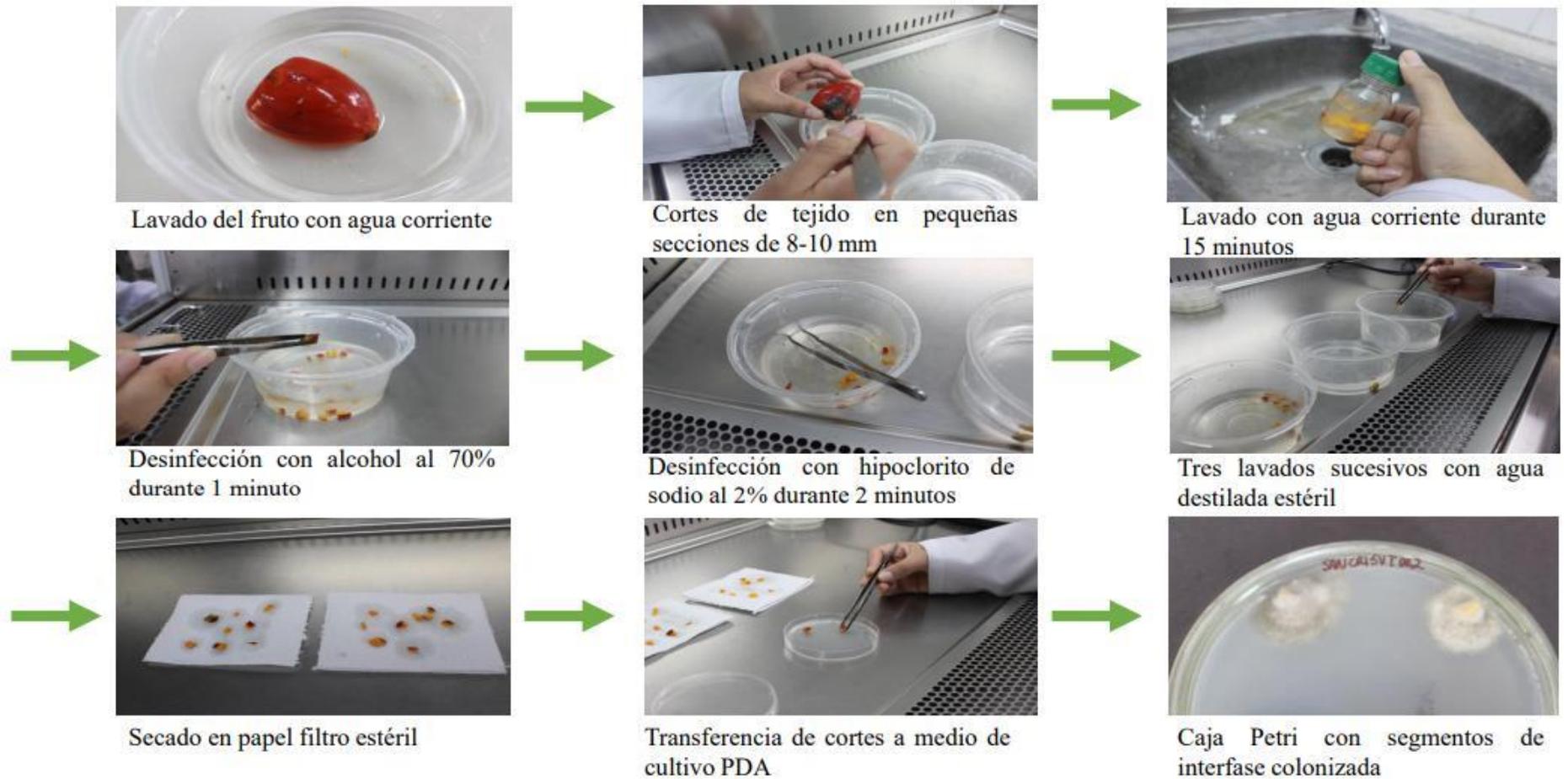
VISAGIE, C.M.; HOUBRAKEN, J.; FRISVAD, J.C. et al. "Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*". *Studies in Mycology* [en línea], 2014, (Netherlands) 78, pp. 343-371. [Consulta: 20 febrero 2022]. ISSN 0166-0616. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.09.001>

VOTO, Jorge. *Cultivo del pijuayo Bactris gasipaes Kunth para palmito en la Amazonia.* [En línea]. Lima-Perú. Tratado de Cooperación Amazónica, 1996. [Consulta: 17 febrero 2022]. Disponible en: <http://otca.org/wp-content/uploads/2021/02/Cultivo-del-Pijuayo-Bactris-gasipaes-Kunth-para-Palmito-en-la-Amazonia.pdf>



ANEXOS

ANEXO A: AISLAMIENTO INDIRECTO DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA



ANEXO B: AISLAMIENTO DIRECTO DE MICROORGANISMOS FÚNGICOS ASOCIADOS A LOS FRUTOS DE CHONTA



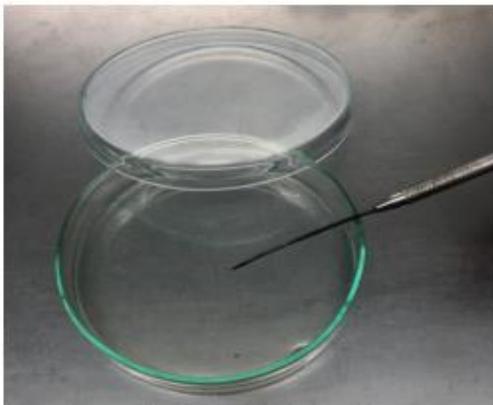
Observación de cámaras húmedas



Frutos de chonta (*Bactris gasipaes*) con signos



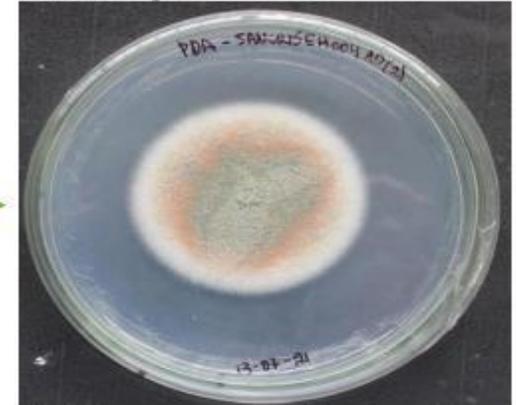
Toma de porción de signo, bajo estereoscopio



Transferencia de medio de cultivo PDA

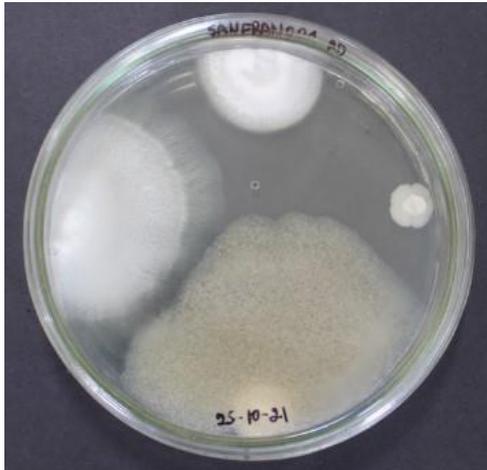


Caja Petri con colonias fúngicas



Colonia pura en medio de cultivo PDA

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

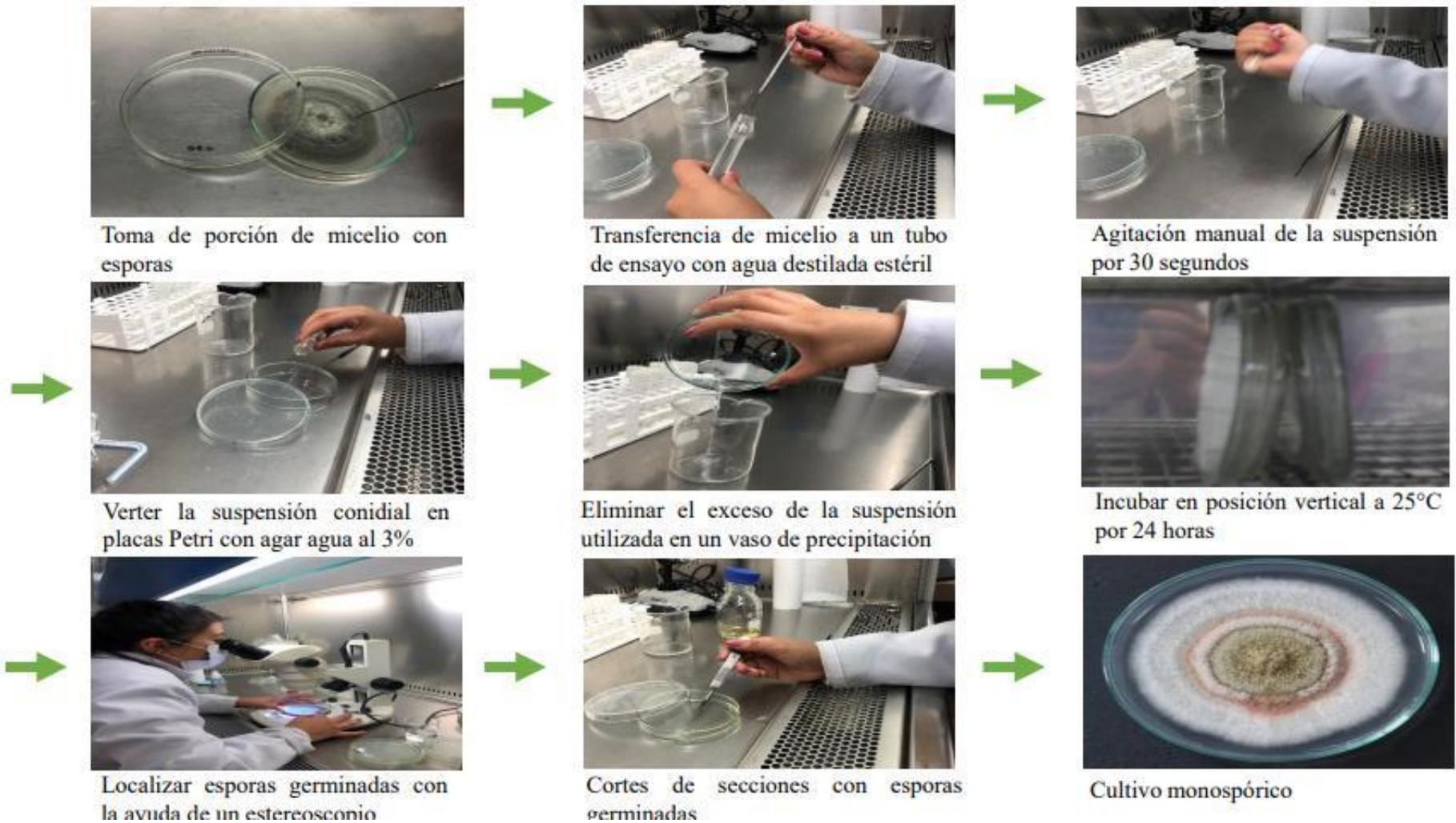


Anverso de colonia fúngica crecida en medio PDA



Reverso de colonia fúngica crecida en medio PDA

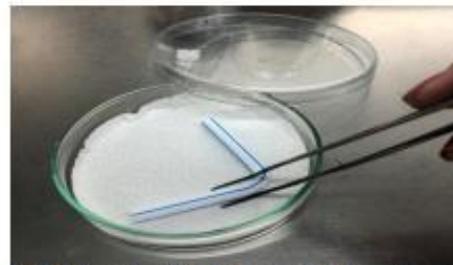
ANEXO D: CULTIVO MONOSPÓRICO DE LOS MORFOTIPOS AISLADOS DE FRUTOS DE LA PALMA DE CHONTA.



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



Materiales para microcultivo



En placa Petri colocar papel toalla y sorbete estériles



Sumergir el portaobjeto en el medio de cultivo



Eliminar el exceso de medio de los bordes



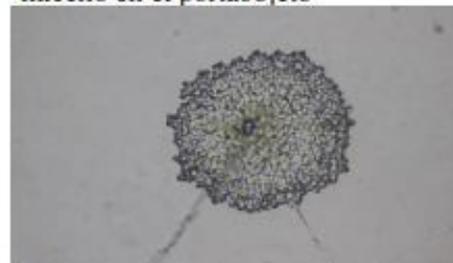
Inocular un pequeña porción de micelio en el portaobjeto



Humedecer el papel toalla con agua destilada estéril

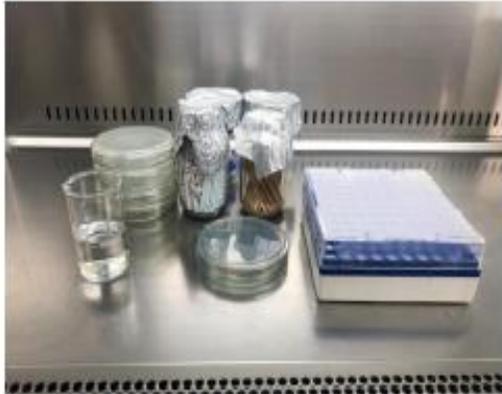


Observar en el microscopio



Vista del microcultivo bajo microscópico con lente de 40x

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



Material para la preservación



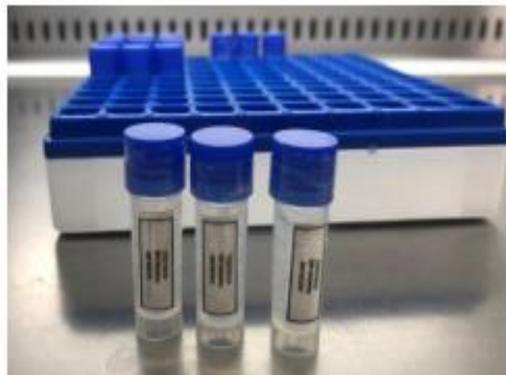
Corte de los discos de micelio



Discos de 6 mm de colonia esporulada



Transferencia de los discos a los tubos



Etiquetado de los tubos

ANEXO G: 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	Aislamiento por morfotipo	Filo	Clase	Orden	Familia	Genero
Morftotipo_1	r1	118	Ascomycota	Saccharomycetes	Saccharomycetales	Dipodascaceae	<i>Geotrichum</i> spp.
Morftotipo_2	r1	89	Ascomycota	Sordariomycetes	Hipocreales	Nectriaceae	<i>Fusarium</i> spp.
Morftotipo_3	r1	50	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	<i>Penicillium</i> spp.
Morftotipo_4	r1	35	Mucoromycota	Mucoromycetes	Mucorales	Rizophodaceae	<i>Rhizophus</i> spp.
Morftotipo_5	r1	4	Ascomycota	Dothideomycetes	Cladosporiales	Cladosporaceae	<i>Cladosporium</i> spp.
Morftotipo_6	r1	3	Mucoromycota	Mucoromycetes	Mucorales	Mucoraceae	<i>Mucor</i> spp.
Morftotipo_7	r1	3	Ascomycota	Sordariomycetes	Microascales	Ceratocytidaceae	<i>Ceratocystis</i> spp.

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

Código	Diversidad	Observado	Estimado	s.e.	LCL	UCL	Localidad	Fenotipo	Medio
HATUN_001_AS	Species richness	3	3,455	1,22	3,026	10,804	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_001_AS	Shannon diversity	2,137	2,441	0,79	2,137	3,989	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_001_AS	Simpson diversity	1,754	1,897	0,653	1,754	3,177	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_001_PD A	Species richness	2	2	0,34	2	2,887	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_001_PD A	Shannon diversity	1,89	2,07	0,325	1,89	2,708	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_001_PD A	Simpson diversity	1,8	2,143	0,434	1,8	2,994	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_002_AS	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_002_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_002_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_002_PD A	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

HATUN_002_PD A	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_002_PD A	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_003_AS	Species richness	2	2	0,461	2	3,572	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_003_AS	Shannon diversity	1,569	1,728	0,435	1,569	2,582	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_003_AS	Simpson diversity	1,385	1,385	0,494	1,385	2,352	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_003_PD A	Species richness	3	3,429	1,161	3,025	10,438	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_003_PD A	Shannon diversity	2,6	3,201	1,117	2,6	5,389	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_003_PD A	Simpson diversity	2,333	3	1,38	2,333	5,705	Hatun Atahualpa	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_004_AS	Species richness	1	1	0,129	1	1,276	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_004_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_004_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_004_PD A	Species richness	2	2	0,241	2	2,56	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar

HATUN_004_PD A	Shannon diversity	1,98	2,137	0,223	1,98	2,574	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_004_PD A	Simpson diversity	1,96	2,333	0,372	1,96	3,062	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_005_AS	Species richness	3	3,8	1,734	3,06	13,615	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_005_AS	Shannon diversity	2,586	3,699	1,367	2,586	6,379	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_005_AS	Simpson diversity	2,273	2,273	1,785	2,273	5,771	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
HATUN_005_PD A	Species richness	2	2	0,241	2	2,56	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_005_PD A	Shannon diversity	1,98	2,137	0,229	1,98	2,587	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
HATUN_005_PD A	Simpson diversity	1,96	2,333	0,377	1,96	3,073	Hatun Atahualpa	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
PUMA_001_AS	Species richness	3	3,417	1,133	3,024	10,27	Pueblo Unido	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
PUMA_001_AS	Shannon diversity	2,749	3,502	1,321	2,749	6,092	Pueblo Unido	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
PUMA_001_AS	Simpson diversity	2,571	3,75	1,648	2,571	6,98	Pueblo Unido	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
PUMA_001_PDA	Species richness	3	3,429	1,161	3,025	10,438	Pueblo Unido	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar

PUMA_001_PDA	Shannon diversity	2,6	3,201	1,113	2,6	5,382	Pueblo Unido	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
PUMA_001_PDA	Simpson diversity	2,333	3	1,18	2,333	5,313	Pueblo Unido	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_001_AS	Species richness	3	3	0,462	3	4,292	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISBL_001_AS	Shannon diversity	2,217	2,396	0,431	2,217	3,24	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISBL_001_AS	Simpson diversity	1,815	1,936	0,496	1,815	2,907	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISBL_001_PDA	Species richness	2	2	0,334	2	2,847	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_001_PDA	Shannon diversity	1,536	1,602	0,289	1,536	2,167	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_001_PDA	Simpson diversity	1,352	1,393	0,293	1,352	1,967	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_002_AS	Species richness	2	2	0,46	2	3,596	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISBL_002_AS	Shannon diversity	1,649	1,853	0,49	1,649	2,814	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISBL_002_AS	Simpson diversity	1,471	1,471	0,583	1,471	2,613	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISBL_002_PDA	Species richness	3	3,417	1,133	3,024	10,27	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISBL_002_PDA	Shannon diversity	2,749	3,502	1,156	2,749	5,769	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_002_PDA	Simpson diversity	2,571	3,75	1,454	2,571	6,599	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_003_PDA	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_003_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISBL_003_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_001_AS	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_001_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_001_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_001_PDA	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_001_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_001_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_002_PDA	Species richness	2	2	0,332	2	2,854	San Cristobal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISEH_002_PDA	Shannon diversity	1,819	1,966	0,336	1,819	2,625	San Cristobal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_002_PDA	Simpson diversity	1,69	1,909	0,485	1,69	2,86	San Cristobal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_003_AS	Species richness	1	1	0,08	1	1,165	San Cristobal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_003_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_003_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_003_PDA	Species richness	2	2,333	0,943	2,018	8,09	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_003_PDA	Shannon diversity	1,89	2,52	1,793	1,89	6,034	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_003_PDA	Simpson diversity	1,8	1,8	0,796	1,8	3,361	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_004_AS	Species richness	2	2	0,241	2	2,56	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_004_AS	Shannon diversity	1,98	2,137	0,205	1,98	2,539	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_004_AS	Simpson diversity	1,96	2,333	0,395	1,96	3,107	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_004_PDA	Species richness	2	2	0,241	2	2,56	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISEH_004_PDA	Shannon diversity	1,98	2,137	0,213	1,98	2,554	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_004_PDA	Simpson diversity	1,96	2,333	0,356	1,96	3,032	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_005_AS	Species richness	2	2	0,461	2	3,572	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_005_AS	Shannon diversity	1,569	1,728	0,439	1,569	2,589	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_005_AS	Simpson diversity	1,385	1,385	0,485	1,385	2,336	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_005_PDA	Species richness	4	4,458	1,228	4,027	11,857	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_005_PDA	Shannon diversity	3,444	4,066	0,981	3,444	5,988	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_005_PDA	Simpson diversity	3,13	3,882	1,019	3,13	5,88	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_006_AS	Species richness	2	2	0,332	2	2,854	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_006_AS	Shannon diversity	1,819	1,966	0,298	1,819	2,55	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_006_AS	Simpson diversity	1,69	1,909	0,48	1,69	2,851	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISEH_006_PDA	Species richness	2	2	0,34	2	2,887	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISEH_006_PDA	Shannon diversity	1,89	2,07	0,304	1,89	2,666	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISEH_006_PDA	Simpson diversity	1,8	2,143	0,484	1,8	3,091	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_001_AS	Species richness	1	1	0,129	1	1,276	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_001_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_001_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_001_PDA	Species richness	1	1	0,284	1	1,799	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_001_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_001_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_002_AS	Species richness	1	1	0,312	1	2,549	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_002_AS	Shannon diversity	1	0	0	1	0	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_002_AS	Simpson diversity	1		0			San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_002_PDA	Species richness	2	2,333	0,943	2,018	8,09	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISVT_002_PDA	Shannon diversity	1,89	2,52	1,504	1,89	5,468	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_002_PDA	Simpson diversity	1,8	1,8	0,777	1,8	3,324	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_003_AS	Species richness	3	3,2	0,616	3,01	7,039	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_003_AS	Shannon diversity	2,872	3,736	1,767	2,872	7,199	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_003_AS	Simpson diversity	2,778	5	2,252	2,778	9,415	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_003_PDA	Species richness	2	2	0,331	2	2,842	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_003_PDA	Shannon diversity	1,698	1,804	0,311	1,698	2,414	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_003_PDA	Simpson diversity	1,528	1,636	0,398	1,528	2,416	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_004_AS	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	10 R 4/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_004_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 4/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_004_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 4/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_004_PDA	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	10 R 4/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISVT_004_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 4/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_004_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 4/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_005_AS	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_005_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_005_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_005_PDA	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_005_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_005_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_006_AS	Species richness	3	3,8	1,734	3,06	13,615	San Cristóbal	10 R 4/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_006_AS	Shannon diversity	2,586	3,699	1,434	2,586	6,509	San Cristóbal	10 R 4/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_006_AS	Simpson diversity	2,273	2,273	1,63	2,273	5,468	San Cristóbal	10 R 4/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_006_PDA	Species richness	5	6,931	3,622	5,174	26,433	San Cristóbal	10 R 4/10	Potato Dextrose Agar

SANCRISVT_006_PDA	Shannon diversity	2,365	2,659	0,563	2,365	3,762	San Cristóbal	10 R 4/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_006_PDA	Simpson diversity	1,685	1,728	0,329	1,685	2,372	San Cristóbal	10 R 4/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_007_AS	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_007_AS	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_007_AS	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANCRISVT_007_PDA	Species richness	1	1	0,018	1	1,036	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_007_PDA	Shannon diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANCRISVT_007_PDA	Simpson diversity	1	1	0	1	1	San Cristóbal	2,5 Y 8/10	Potato Dextrose Agar
SANFRAN_001_AS	Species richness	3	4,5	2,872	3,132	20,083	San Francisco	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANFRAN_001_AS	Shannon diversity	2,828	4,891	3,01	2,828	10,79	San Francisco	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANFRAN_001_AS	Simpson diversity	2,667	2,667	1,729	2,667	6,055	San Francisco	10 R 5/10	Agar Dextrosa Sabouraud
SANFRAN_001_PDA	Species richness	3	3	0,491	3	4,583	San Francisco	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

SANFRAN_001_P DA	Shannon diversity	3	3,609	0,612	3	4,808	San Francisco	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar
SANFRAN_001_P DA	Simpson diversity	3	5	1,009	3,022	6,978	San Francisco	10 R 5/10	Potato Dextrose Agar

ANEXO I: RESUMEN DE LA RIQUEZA DE ESPECIES ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE PASTAZA

Localidad	Promedio	Desviación estándar	Error estándar	Intervalo de confianza inferior	Intervalo de confianza superior
San Francisco	3,75	1,06	0,75	13,27	-5,77
Pueblo Unido	3,42	0,01	0,00	3,49	3,34
Hatun Atahualpa	2,16	1,06	0,33	2,92	1,41
San Cristóbal	2,01	1,33	0,24	2,51	1,51

ANEXO J: RESUMEN DEL ÍNDICE DE SHANNON ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE PASTAZA.

Localidad	Promedio	Desviación estándar	Error estándar	Intervalo de confianza inferior	Intervalo de confianza superior
San Francisco	4,25	0,90	0,75	-3,98	12,39
Pueblo Unido	3,35	0,21	0,15	5,26	1,43
Hatun Atahualpa	2,04	0,92	0,29	2,69	1,38
San Cristóbal	1,81	0,99	0,18	2,18	1,43

ANEXO K: RESUMEN DEL ÍNDICE DE SIMPSON ENTRE LAS LOCALIDADES DE LA PROVINCIA DE PASTAZA.

Localidad	Promedio	Desviación estándar	Error estándar	Intervalo de confianza inferior	Intervalo de confianza superior
San Francisco	3,83	1,64	1,16	18,65	-10,98
Pueblo Unido	3,37	0,53	0,37	8,13	-1,38
Hatun Atahualpa	1,83	0,70	0,22	2,33	1,33
San Cristóbal	1,68	1,02	0,18	2,07	1,30



epoch

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: 29/ 06 / 2022

INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)
Nombres – Apellidos: Karen Mikaela Noriega Baño
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: Recursos Naturales
Carrera: Agronomía
Título a optar: Ingeniera Agrónoma
f. responsable: Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz

D.B.R.A.I.
Ing. Cristhian Castillo



1234-DBRA-UTP-2022