

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



T E S I S

**“FUNGOSIS DEL CHIRIMOYO (*Annona cherimola* Mill.), EN LOS DISTRITOS DE
ASUNCIÓN Y SAN JUAN – CAJAMARCA”**

**Para Optar el Título Profesional de:
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR LA BACHILLER:
DARIELA JARELI GUTIERREZ SEGURA**

**ASESOR:
Dr. MANUEL SALOMÓN RONCAL ORDÓÑEZ**

CAJAMARCA - PERÚ

2024

CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. **Investigador:** Dariela Jareli Gutierrez Segura
DNI: 74486101
Escuela Profesional/Unidad UNC: Agronomía
2. **Asesor:** Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
Facultad/Unidad UNC: Ciencias Agrarias
3. **Grado académico o título profesional**
 Bachiller Título profesional Segunda especialidad
 Maestro Doctor
4. **Tipo de Investigación:**
 Tesis Trabajo de investigación Trabajo de suficiencia profesional
 Trabajo académico
5. **Título de Trabajo de Investigación:** FUNGOSIS DEL CHIRIMOYO (*Annona cherimola* Mill.), EN
LOS DISTRITOS DE ASUNCIÓN Y SAN JUAN - CAJAMARCA
6. **Fecha de evaluación:** 28/10/2024
7. **Software antiplagio:** TURNITIN URKUND (OURIGINAL) (*)
8. **Porcentaje de Informe de Similitud:** 12%
9. **Código Documento:** oid:3117:399287207
10. **Resultado de la Evaluación de Similitud:** 12%
 APROBADO PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 28/10/2024

*Firma y/o Sello
Emisor Constancia*



Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
DNI: 26714181

* En caso se realizó la evaluación hasta setiembre de 2023



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
"NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA"
Fundada por Ley N° 14015, del 13 de febrero de 1962
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
Secretaría Académica



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En la ciudad de Cajamarca, a los once días del mes de octubre del año dos mil veinticuatro, se reunieron en el ambiente **2C - 202** de la Facultad de Ciencias Agrarias, los miembros del Jurado, designados según **Resolución de Consejo de Facultad N° 308-2024-FCA-UNC, de fecha 17 de julio del 2024**, con la finalidad de evaluar la sustentación de la **TESIS** titulada: "**FUNGOSIS DEL CHIRIMOYO (*Annona cherimola* Mill.) EN LOS DISTRITOS DE ASUNCIÓN Y SAN JUAN - CAJAMARCA**", realizada por la Bachiller **DARIELA JARELI GUTIERREZ SEGURA** para optar el Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las once horas y quince minutos, de acuerdo a lo establecido en el **Reglamento Interno para la Obtención de Título Profesional de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca**, el Presidente del Jurado dio por iniciado el Acto de Sustentación, luego de concluida la exposición, los miembros del Jurado procedieron a la formulación de preguntas y posterior deliberación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad, con el calificativo de dieciséis (16); por tanto, la Bachiller queda expedita para proceder con los trámites que conlleven a la obtención del Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las doce horas y veinte minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el Acto de Sustentación.

Ing. Alonso Vela Ahumada
PRESIDENTE

MBA Ing. Santiago Demetrio Medina Miranda
SECRETARIO

Ing. Mg. Sc. Jhon Anthony Vergara Copacandori
VOCAL

Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
ASESOR

DEDICATORIA

A mis padres Alfonso Gutierrez y Luisa Segura, quienes en todo momento están a mi lado acompañándome para lograr mis metas, a ellos con mucho amor y eterna gratitud, porque son los faros en vida que me iluminan el camino hacia el conocimiento.

A mis hermanos Claribel, Erman y Lender, gracias por enseñarme que la vida es más divertida cuando hay compañía y por ese apoyo incondicional en la realización de mis objetivos trazados, porque están siempre a mi lado brindándome alegría y perseverancia en cada etapa de mi vida.

A cada una de mis amigas y amigos que estuvieron a mi lado guiándome con cada palabra, inspirándome coraje y valentía para no rendirme.

La autora.

AGRADECIMIENTO

Mi eterno agradecimiento a Dios por ser mi fuente de fortaleza, sabiduría genuina y entendimiento para lograr mis metas y haberme permitido terminar mi proyecto de investigación.

Mi más sincero agradecimiento al Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez, quien a través de su orientación y asesoramiento hizo posible la culminación de mi trabajo de investigación (tesis).

Mi profundo agradecimiento a mis queridos padres, quienes a lo largo de sus vidas me han inculcado la cultura del trabajo y estudio, son un regalo que valoro más allá de las palabras. Esta tesis es el testimonio de su sacrificio y amor, y un recordatorio constante de la importancia del arduo trabajo y la educación en nuestras vidas.

La autora.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTO	v
ÍNDICE GENERAL	vi
ÍNDICE DE TABLAS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
ÍNDICE DE ANEXOS	xv
RESUMEN	xvi
ABSTRACT	xvii
CAPÍTULO I	1
INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivos	2
1.1.1 Objetivo general	2
1.1.2 Objetivos específicos	2
CAPÍTULO II	3
REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Antecedentes	3
2.2 Bases teóricas	5
2.2.1 El chirimoyo	5
a. <i>Taxonomía</i>	6
b. <i>Morfología</i>	7
b.1 <i>Raíces</i>	7
b.2 <i>Tallos</i>	7
b.3 <i>Hojas</i>	7
b.4 <i>Yemas</i>	7
b.5 <i>Flores</i>	7
b.6 <i>Frutos</i>	8
c. <i>Fenología</i>	8
d. Composición química del fruto	9
e. Condiciones edafoclimáticas	10
e.1 <i>Temperatura</i>	10
e.2 <i>Humedad relativa</i>	11
e.3 <i>Suelos</i>	11
f. Riego	11
g. Nutrición	11
2.3 Enfermedades fungosas	12
2.3.1 <i>Podredumbre blanca o pajizo (Armillaria mellea Vahl)</i>	12
2.3.2 <i>Tristeza o podredumbre del cuello y raíz (Phytophthora cinnamomi Rands)</i>	12
2.3.3 <i>Verticilosis (Verticillium spp.)</i>	13

2.3.4	<i>Pudrición gris (Botrytis cinerea Pers)</i>	14
2.3.5	Podredumbre morena (Monilia fructicola Wint. Honey)	15
2.3.6	<i>Antracnosis (Colletotrichum gleosporioides Penz)</i>	16
2.3.7	<i>Pudrición acuosa (Rhizopus Stolonifer Lind)</i>	16
2.3.8	<i>Viruela del fruto (Cladosporium carpophilum)</i>	17
2.3.9	<i>Mancha necrótica del fruto (Cephalosporium sp.)</i>	18
2.3.10	<i>Fusariosis (Fusarium spp.)</i>	18
2.3.11	<i>Alternariosis (Alternaria sp.)</i>	20
2.4	Diagnóstico de una fitoenfermedad	21
2.5	Diagnosis fitopatológica	21
2.6	Métodos directos para medir la intensidad de una fitoenfermedad	22
CAPÍTULO III		23
MATERIALES Y MÉTODOS		23
3.1	Ubicación geográfica del trabajo de investigación	23
3.2	Materiales	25
3.2.1	<i>Material biológico</i>	25
3.2.2	<i>Material de campo</i>	25
3.2.3	<i>Material y equipo de laboratorio</i>	25
3.3	Metodología	26
3.3.1	Trabajo de campo	26
a.	Identificación de síntomas	26
b.	Acondicionamiento de cámaras húmedas.	27
c.	Colección de muestras de las plantas afectadas	27
d.	Traslado de las muestras	28
3.3.2	<i>Trabajo de laboratorio</i>	28
a.	Acondicionamiento de muestras, para el aislamiento del signo del patógeno	28
b.	Aislamiento de los patógenos de órganos afectados causantes de la fungosis del chirimoyo	29
c.	Purificación, multiplicación de los patógenos	30
d.	Conservación de patógenos	31
e.	Prueba de patogenicidad	31
f.	Siembra monospórica de los patógenos en gota de PDA	31
g.	Identificación de los patógenos	32
CAPÍTULO IV		33
RESULTADOS Y DISCUSIONES		33
4.1	Patógenos en hojas	33
4.1.1	<i>Alternaria Alternata</i>	33
a.	Micelio	33
b.	Signo	34
c.	Estructuras somáticas	34
d.	Identificación del patógeno	35
e.	Taxonomía	35
f.	Patogénesis de <i>Alternaria alternata</i>	35
4.1.2	<i>Cladosporium sp</i>	36
a.	Micelio	36

b.	Signo	37
c.	Estructuras somáticas	37
d.	Identificación del patógeno	38
e.	Taxonomía	39
f.	Patogénesis de <i>Cladosporium</i> sp	39
4.2	Patógenos en flores	40
4.2.1	<i>Alternaria</i> sp	40
a.	Micelio	40
b.	Signo	41
c.	Estructuras somáticas	41
d.	Identificación del patógeno	42
e.	Taxonomía	42
f.	Patogénesis de <i>Alternaria</i> sp	42
4.2.2	<i>Cladosporium</i> sp	44
a.	Micelio	44
b.	Signo	45
c.	Estructuras somáticas	45
d.	Identificación del patógeno	46
e.	Taxonomía	46
f.	Patogénesis de <i>Cladosporium</i> sp	46
4.2.3	<i>Fusarium</i> sp	48
a.	Micelio	48
b.	Signo	49
c.	Estructuras somáticas	49
d.	Identificación del patógeno	50
e.	Taxonomía	50
f.	Patogénesis de <i>Fusarium</i> sp	50
4.3	Patógenos en frutos	52
4.3.1	<i>Cephalosporium</i> sp	52
a.	Micelio	52
b.	Signo	53
c.	Estructuras somáticas	53
d.	Identificación del patógeno	54
e.	Taxonomía	54
f.	Patogénesis de <i>Cephalosporium</i> sp	54
4.4	Patógenos en ramitas	56
4.4.1	<i>Fusarium</i> spp	56
a.	Micelio	56
b.	Signo	57
c.	Estructuras somáticas	57
d.	Identificación del patógeno	58
e.	Taxonomía	58
4.5	Patógenos en ramas	58
4.5.1	<i>Fusarium</i> spp	58
a.	Micelio	58
b.	Signo	60
c.	Estructuras somáticas	60
d.	Identificación del patógeno	61

e.	Taxonomía	61
4.6	Patógenos en tallos	61
4.6.1	<i>Fusarium</i> spp	61
a.	Micelio	61
b.	Signo	62
c.	Estructuras somáticas	63
d.	Identificación del patógeno	64
e.	Taxonomía	64
f.	Patogénesis de <i>Fusarium</i> spp. (Fusariosis en tallos, ramas y ramitas)	64
4.6.2	<i>Verticillium</i> sp	67
a.	Micelio	67
b.	Signo	68
c.	Estructuras somáticas	68
d.	Identificación del patógeno	70
e.	Taxonomía	70
f.	Patogénesis de <i>Verticillium</i> sp	70
4.7	Patógenos en la raíz	73
4.7.1	<i>Fusarium</i> spp	73
a.	Micelio	73
b.	Signo	74
c.	Estructuras somáticas	75
d.	Identificación del patógeno	76
e.	Taxonomía	76
f.	Patogénesis de <i>Fusarium</i> sp	76
4.7.2	<i>Moeszia</i> sp	79
a.	Micelio	79
b.	Signo	80
c.	Estructuras somáticas	80
d.	Identificación del patógeno	81
e.	Taxonomía	81
f.	Patogénesis de <i>Moeszia</i> sp	81
CAPÍTULO V		84
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES		84
5.1	Conclusiones	84
5.2	Recomendaciones	84
CAPÍTULO VI		85
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS		85
ANEXOS		93

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Título	Página
1	<i>Estados fenológicos y requerimiento de temperaturas durante el desarrollo del cultivo de chirimoyo</i>	9
2	<i>Calendario fenológico del ciclo productivo del chirimoyo</i>	9
3	<i>Composición química del fruto de chirimoyo por cada 100 g de pulpa de chirimoya</i>	10
4	<i>Condiciones meteorológicas de los meses durante el desarrollo de las evaluaciones en las áreas de estudio, estación meteorológica Augusto Weberbauer-UNC</i>	25
5	<i>Síntomas identificados en órganos de la planta de chirimoyo, previo a la recolección de muestras en Asunción y San Juan</i>	27

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras	Título	Página
1	<i>Ubicación de las parcelas experimentales y desarrollo del estudio, en los centros poblados de San Miguel de Matarita, El Naranjo y en el laboratorio de Fitopatología, localizados en los distritos de Asunción, San Juan y Cajamarca.</i>	24
2	<i>Micelio de Alternaria alternata, de color gris oscuro, a las 168 horas (siete días), en PDA.</i>	33
3	<i>Hifa (h), conidióforos septados (cs) y conidios ovoides muriformes en cadenas (c), de color amarillo oscuro.</i>	34
4	<i>Hoja clorótica con necrosis apical de color marrón pajizo (A). Hoja con infección en el parénquima y borde de color marrón claro (B), causado por Alternaria alternata.</i>	35
5	<i>Micelio de Cladosporium sp, de color verde oscuro a las 360 horas (quince días).</i>	37
6	<i>Hifa (h), conidióforos ramificados (cr) en el tercio superior, mostrando células alargadas y conidios en cadenas (c).</i>	38
7	<i>Necrosis del peciolo, nervadura principal y secundarias (A). Necrosis de nervaduras y parte del parénquima foliar, seguido de clorosis (B), causado por Cladosporium sp.</i>	39
8	<i>Micelio de Alternaria sp, de color gris oscuro, a las 168 horas (siete días), en placa Petri.</i>	40
9	<i>Conidios ovoides, alargados, muriformes (c), de color marrón amarillento oscuro.</i>	41
10	<i>Apertura floral con necrosis en sépalos (A). Necrosis generalizada de los sépalos, pedúnculo en proceso de necrosis (B), causado por Alternaria sp.</i>	43
11	<i>Micelio de Cladosporium sp, de color verde oscuro en medio de cultivo PDA, a las 288 horas (doce días).</i>	44
12	<i>Hifas (h) y conidióforo septado (cs) con ramificación terminal, en cuyo ápice se forman los conidios unicelulares en cadena (c).</i>	45
13	<i>Apertura floral con infección de sépalos y pistilos (A). Necrosis generalizada de sépalos, androceo y gineceo; pedúnculo floral en proceso de necrosis(B), causado por Cladosporium sp.</i>	47

- 14 *Micelio de Fusarium sp, de color blanco cremoso en medio PDA, a las 144 horas (seis días).* 48
- 15 *Hifas (h), conidióforos con fiálides pequeñas (cf), soportando conidios en proceso decrecimiento y conidios sueltos en forma de canoas (c).* 49
- 16 *Apertura floral con presencia de moho blanco algodonoso y principio de necrosis (A). Necrosis pajiza generalizada de sépalos e inicio de necrosis de pedúnculo floral (B) causado por Fusarium sp.* 51
- 17 *Micelio de Cephalosporium sp, de color blanco cremoso a las 144 horas (seis días), en medio PDA.* 52
- 18 *Hifas (h), conidióforos pequeños (cp), conidios agrupados, unicelulares, ovoides alargados, adheridos en una masa mucilaginosa (c).* 53
- 19 *Formación superficial de moho algodonoso de color blanco (A). Epicarpio necrosado y pulpa de color crema oscuro (B) causado por Cephalosporium sp.* 55
- 20 *Micelio de Fusarium spp, de color blanco cremoso, en PDA; a las 168 horas (siete días).* 56
- 21 *Hifas (h), conidióforos en fiálides (cf), en cuyo extremo se diferencian los conidios alargados en forma de canoa (c).* 57
- 22 *Micelio de Fusarium spp, de color crema, con dos anillos concéntricos de color crema amarillento, a las 144 horas (seis días), en medio PDA.* 59
- 23 *Hifas (h) y conidióforos mayormente simples (cs), que soportan a conidios con ligera curvatura en forma de canoa (c).* 60
- 24 *Micelio de Fusarium spp, en PDA, de color crema oscuro, con presencia de dos círculos concéntricos; a las 168 horas (siete días).* 62
- 25 *Hifas septadas (hs), transparentes, formando anastomosis, conidióforos en fiálides (cf), en cuyo extremo se diferencian los conidios en forma de canoa (c).* 63
- 26 *Necrosis generalizada del tejido cortical de tallo de chirimoyo (A). Corte longitudinal del tallo, mostrando corteza (c), albura (a) y duramen (d) necrosados (B), causado por Fusarium sp.* 64
- 27 *Tallo en corte transversal, sin infección por Fusarium sp. (A). Tallo en corte transversal mostrando tejido cortical en proceso de infección (tc), albura y duramen con áreas de tejidos necrosados de color oscuro (ab), causado por Fusarium sp. (B).* 65
- 28 *Corte de tallo sin infección de Fusarium sp., observado al microscopio (A). Necrosis generalizada del tejido cortical (c) y cilindro vascular (cv) en tallo afectado por Fusarium sp.(B).* 66

- 29 *Micelio de Verticillium sp, de color blanco algodonoso en el centro, con bordes oscuros, en la pared de la placa Petri, en medio PDA, a las 360 horas (quince días).* 68
- 30 *Hifas (h) y conidióforos con ramificación verticilada en esterigmas (cv), en cuyos ápices se desarrollan los conidios en forma continua (c).* 69
- 31 *Necrosis generalizada del tejido cortical de tallo de chirimoyo (A). Corte longitudinal del tallo, mostrando corteza (c), albura (a) y duramen (d) necrosados (B), causado por Verticillium sp.* 70
- 32 *Tallo en corte transversal, sin infección por Verticillium sp. (A). Tallo en corte transversal mostrando parte del tejido cortical necrosado de color marrón claro a oscuro (tc), cambium necrosado de color negro (c) albura y duramen parcialmente necrosado de color pajizo y área de color oscuro (ab), causados por Verticillium sp. (B).* 71
- 33 *Corte de tallo sin la presencia de Verticillium sp., observado al microscopio (A). Necrosis generalizada de la corteza (c), y cilindro vascular (cv) afectado por Verticillium sp.(B).* 72
- 34 *Micelio de Fusarium spp, de color blanco cremoso de apariencia algodonosa, con tonalidades amarillentas oscuras, a las 168 horas (siete días), en PDA.* 74
- 35 *Hifas (h) y conidióforos simples con fiálides (cf), que sostienen conidios que, al germinar, los tubos de germinación hacen anastomosis (c).* 75
- 36 *Raíz en corte transversal, sin infección por Fusarium sp. (A). Raíz en corte transversal mostrando el extremo del tejido cortical necrosado (tc), albura y duramen necrosados mostrando áreas irregulares de color negro (ab), causados por Fusarium sp. (B).* 77
- 37 *Corte de raíz sin la presencia de Fusarium sp., vista al microscopio (A). Necrosis generalizada del parénquima cortical (c) y cilindro vascular (cv), causado por Fusarium sp. (B).* 78
- 38 *Micelio de Moeszia sp, de color blanco algodonoso, coloración marrón amarillento del medio de cultivo PDA, a las 240 horas (diez días).* 79
- 39 *Hifas (h) y conidióforos simples (cs) con septaciones inconspicuas, que sostienen conidios multicelulares alargados, agrupados lateralmente en mucilago (c).* 80
- 40 *Raíz en corte transversal, sin infección por Moeszia sp. (A). Raíz en corte transversal mostrando el extremo del tejido cortical necrosado (tc), albura y duramen necrosados mostrando áreas irregulares de color negro (ab), causado por Moeszia sp. (B).* 81
- 41 *Corte de raíz sin infección por Moeszia sp., observado al microscopio (A). Necrosis generalizada del parénquima cortical (c) y cilindro vascular (cv) en raíz afectada por Moeszia sp.(B).* 82

42	<i>Vista panorámica del lugar donde se realizó los muestreos del cultivo de chirimoyo.</i>	98
43	<i>Plantas con presencia de sintomatología de marchitez, clorosis y necrosis generalizada.</i>	98
44	<i>Síntomas de infección generadas por Fusarium spp., en planta joven de chirimoyo.</i>	99
45	<i>Planta con muerte regresiva y necrosis parcial causada por Verticillium sp.</i>	99
46	<i>Síntomas de necrosis en hojas causadas por Alternaria alternata.</i>	100
47	<i>Planta aparentemente sana en estadio fenológico de brotamiento, en asociación con Tara spinosa.</i>	100
48	<i>Recolección de muestras con síntomas fungosos.</i>	101
49	<i>Desinfección de muestras de ramas (A) y flores (B).</i>	101
50	<i>Acondicionamiento de muestras en cámaras húmedas de ramas, flores (A) y raíces (B).</i>	102
51	<i>Crecimiento y desarrollo de los patógenos aislados (A) colonización de la placa Petri transcurridas 72 horas (B).</i>	102
52	<i>Procedimiento de observación de haces conductores, en corte transversal de ramas afectadas por Fusarium sp., y Verticillium sp.</i>	103
53	<i>Clamidosporas vistas al microscopio de Fusarium sp., (A); y Moeszia sp. (B).</i>	103

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo	Título	Página
1.	Claves de identificación de los fitopatógenos encontrados en el cultivo de chirimoyo (<i>Annona chirimola</i> Mill.) que inducen manchas foliares, necrosis generalizada de raíz, tallos, ramas, ramitas, flores y frutos	93
2.	Resumen de las características morfológicas de los aislamientos fungosos (etiología) del chirimoyo en los distritos de Asunción y San Juan - Cajamarca	97
3.	Galería fotográfica en campo	98
4.	Recolección de muestras	101
5.	Trabajo en laboratorio	101

RESUMEN

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo, determinar las principales fungosis del chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) en los distritos de Asunción y San Juan de la provincia de Cajamarca; el proceso de diagnosis y patogénesis de las diferentes etiologías se realizó en base al protocolo fitopatológico universalmente conocido. Concluido el trabajo se reporta, que las manchas foliares son causadas por *Alternaria alternata*, *Alternaria* sp., y *Cladosporium* sp.; las flores son necrosadas por *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp. y *Fusarium* sp. y los frutos en proceso de maduración por *Chephalosporium* sp.; las necrosis del sistema radicular, con la consecuente infección de tallos, ramas, ramitas y hojas, son causados por diferentes especies de los géneros *Fusarium*, *Verticillium* y *Moeszia*; cada uno de ellos actúa individualmente, a excepción de *Moeszia* sp., que acompaña a *Fusarium* spp., y *Verticillium* sp.

Palabras clave: Fungosis, *Annona cherimola*.

ABSTRACT

The objective of this research work was to determine the main funguses of cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) in the districts of Asunción and San Juan in the province of Cajamarca; The diagnosis and pathogenesis process of the different etiologies was carried out based on the universally known phytopathological protocol. Once the work is completed, it is reported that the leaf spots are caused by *Alternaria alternata*, *Alternaria* sp., and *Cladosporium* sp.; the flowers are necrotic by *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp. and *Fusarium* sp. and the fruits in the process of maturation by *Chephalosporium* sp.; necrosis of the root system, with the consequent infection of stems, branches, twigs and leaves, are caused by different species of the genera *Fusarium*, *Verticillium* and *Moeszia* sp.; each of them acts individually, with the exception of *Moeszia* sp., which accompanies *Fusarium* spp., and *Verticillium* sp.

Keywords: Fungosis, *Annona cherimola*.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.), es una especie de hábitat subtropical, originaria de las regiones andinas; sur de Perú y norte de Ecuador; por sus excelentes características organolépticas es considerada como una de las mejores frutas de la familia anonácea.

Por las características apetecibles del fruto; a nivel mundial, periódicamente se incrementan los consumidores, por lo que se hace necesario aumentar su producción, teniendo como base que en nuestra patria se tiene un área sembrada que oscila alrededor de las 3 609 hectáreas; con producción anual estimada de 25 594 toneladas y en promedio 7.1 t/ha (MINAGRI, 2018).

El consumo de este fruto en nuestro país es básicamente como fruta fresca y ensaladas; recientemente se está preparando yogurt, helados y otros tipos de postres. Estas bondades culinarias han permitido considerarlo como “obra maestra de la naturaleza”.

A nivel nacional y especialmente en Cajamarca no hay reportes sobre los principales problemas fungosos de este frutal; razón que constituye un principio para organizar y desarrollar investigaciones, con el propósito de dar a conocer las patologías que afectan el desarrollo productivo del cultivo.

En los distritos de Asunción y San Juan de la provincia de Cajamarca existen huertos familiares y pequeñas extensiones de terreno con plantaciones de chirimoyo, que muestran síntomas de muerte regresiva de ramitas, ramas y necrosis total de la planta; en plantas en producción en cada campaña se aprecia caída de flores, frutos con manchas del epicarpio y momificado. Esta problemática nos ha permitido organizar y efectuar la actual investigación, con la finalidad de contribuir con el conocimiento de la Fitopatología local, regional, nacional e internacional.

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo general

Determinar las principales fungosis del chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) en los distritos de Asunción y San Juan de la provincia de Cajamarca.

1.1.2 Objetivos específicos

Determinar la etiología que éstos ocasionan en el chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) en los distritos de Asunción y San Juan de la provincia de Cajamarca.

Determinar la patogénesis que éstos ocasionan en el chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) en los distritos de Asunción y San Juan de la provincia de Cajamarca.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Antecedentes

Oviedo et al. (2023), en la investigación denominada “Primer reporte del Oomycete *Globisporangium splendens* causando pudrición de raíces en chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en Perú”. La investigación se realizó en la variedad “Cumbe” en los distritos de Carhuaz y Mancos de la provincia de Carhuaz, región Ancash y en las comunidades de y Santo Toribio de Cumbe y Milagros Salpín de la provincia de Huarochirí, región Lima. Para la recolección de material biológico se seleccionaron 3 plantas en cada zona con presencia de síntomas foliares; siendo un total de 12 plantas muestreadas, se tomó dos muestras de raíces y dos de suelo, haciendo un total de 24 de suelo y 24 muestras de raíz. Estas muestras se llevaron al Laboratorio de la UNALM; el aislamiento se realizó en medios selectivos de CMA-PAR y CMA-PARH. La identificación se efectuó mediante las técnicas de características morfológicas culturales, inoculando 14 plantines de la variedad “Cumbe”, con suspensión de esporas de 25 ml a concentración de 1×10^4 zoosporas / ml, después de dos meses se volvió a repetir la inoculación con micelio propagado en trigo de 5 g/kg de sustrato suelo, a dosis de 15 y 20 g de inóculo por planta; los síntomas se muestrearon a los quince días después de la segunda inoculación, posteriormente a los 45 DDSI, donde se extrajeron las raíces de las plantas inoculadas; así mismo se emplearon otros métodos de identificación, como la extracción de ADN, PCR, estudio filogenético; en cada técnica usada se obtuvo como resultado la presencia de *Globisporangium splendens*, anteriormente conocido como “*Pythium splendens*”; no encontrándose registrado ni reportado como el agente que causa necrosis radicular en chirimoyo

Villanueva et al. (2008) efectuaron un estudio titulado “Especies de *Colletotrichum* en chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)”, con objetivo de determinar a las especies asociadas a la sintomatología de necrosis de hojas y frutos, en el estado de Michoacán y Medra. Para el estudio se recolectaron 25 frutos con presencia de manchas irregulares extendidas en el epicarpio de coloración negro brillante, pedúnculos con necrosis circulares y hojas con lesiones irregulares de color oscuro a negro. De las muestras colectadas de frutos y hojas, en medio de cultivo de PDA y PZA, se seleccionaron 6 aislamientos con presencia de *Colletotrichum*. Mediante técnicas moleculares se identificaron a tres especies de este género; de acuerdo con las características morfológicas de crecimiento en medio de cultivo, caracterización molecular de genes rARN por PCR–ITS y a las pruebas de patogenicidad. En frutos se detectó *C. fragarie* con presencia de setas fértiles, largas con producción de conidios en la parte apical; *C. gloeosporioides* y *C. orbiculare* con setas cortas y estériles causantes de antracnosis en el pericarpio y a *C. gloeosporioides*, generando manchas negras y necrosis del pedúnculo. En hojas se encontró a *C. gloeosporioides* asociado a sintomatología de lesiones oscuras a negras en el parénquima foliar. Luego se confirmó a cada una de las identificaciones mediante las PCR y estudio filogenético. Obteniéndose un reporte nuevo de la especie *C. orbiculare* como agente causante de antracnosis en frutos, pedúnculos y hojas de chirimoyo.

Díaz et al. (2000) realizaron un reporte de los microorganismos fúngicos asociados al cultivo de chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) en Michoacán, México. Con objetivo de identificar a uno de los factores limitantes de la baja productividad, asociada a los hongos fitopatógenos. Se identificó a una planta hemiparásita, *Psittacanthus* sp., como huésped de ramas. En hojas con manchas negras se encontró a *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.), *Phoma* sp. causando tizón y *Stigmella* sp. como fumagina; en ramas se identificó a *Nectria* sp. generando canchris; *Fusarium* sp. originando necrosis a nivel de la corteza y Costra negra formando estromas negros en forma de costra el cual es asociado a insectos.

Castro y Arex (2007) reportan que a nivel mundial se han identificado a patógenos fungosos causando severas pudriciones radiculares en chirimoyo, generadas por *Phytophthora palmivora* y *Armillaria mellea* con manifestación de síntomas foliares como amarillamiento y defoliación.

Auger et al. (2015) en sus estudios mencionan que en Chile se identificó a *Dactylonectria macrodidyma* causando pudriciones de raíces; en Australia y Florida reportan a *Pythium splendens* como agente causante de estas necrosis radiculares en especies de plantas perteneciente al género *Annona*.

INIA (2020) efectuó un informe de las especies fungosas que afectan al chirimoyo en la provincia de Huarochirí, dándose a conocer la identificación de *Verticillium* spp., *Phytophthora* spp., y *Fusarium* spp., causantes de las cancrrosis longitudinales a nivel de troncos, con síntomas de marchitamiento, clorosis, necrosis y decaimiento generalizado de las plantas; el diagnóstico se realizó mediante el uso de pruebas moleculares.

2.2 Bases teóricas

2.2.1 El chirimoyo

Annona cherimola, es la especie representativa de la familia Anonáceae, que agrupa a 122 géneros, destacando *Annona*, con 2,100 especies; fue consumida como fruta fresca por los pobladores preincas e incas (Llique, 2016); en la actualidad se está cultivando en diferentes partes del mundo (INIA, 2018).

Prospera en valles con clima tropical (T°14 – 18°C y HR superior 70%) y semi tropical (T°21-25°C y HR de 57 a 65%) (Rivas, 2010). Son plantas arbóreas de hasta 8 metros de alto (Vidal et al., 2012).

En nuestra patria al chirimoyo se lo encuentra en forma silvestre, como planta espontánea, en linderos y formando ligeros brinzales, sin tratamiento alguno (Tineo, 2005). Para obtener óptimos rendimientos y de calidad, se debe cultivar entre 1400 a 2000 msnm, con alta humedad relativa y libre de heladas (Gardiazabal & Rosenberg, 1993). En cada espacio tanto de en su lugar de origen, como en otros lugares de Sur América como en Chile, ya se encuentran considerables cantidades de material vegetal, que están permitido seleccionar líneas promisorias (Cerdas et al. 2007).

En el Perú se ha seleccionado al cultivar denominado “Cumbe” que prospera en valles del Norte Chico; este cultivar se caracteriza por presentar reducido número de semillas, epicarpio sin protuberancias y pulpa agradable (Tineo, 2005).

En la actualidad se está cultivando en España; dando énfasis al mejoramiento genético; de igual manera en Australia, las investigaciones priorizan a la multiplicación de cultivares promisorios (Cerdas et al. 2007).

MIDAGRI (2023) reportó que, en el Perú, la producción de chirimoya alcanza las 20 mil toneladas al año, de las cuales la región Lima produce 7500 a 8000 toneladas, representando el 40% de la producción nacional, seguido de las regiones Cajamarca (14%), Arequipa (11%) y otras (14%).

a. Taxonomía.

Pertenece a la Clase: Magnoliopsida, orden Magnoliales, familia Annonaceae, subfamilia Annonoideae, género *Annona*, especie: *A. cherimola* Miller, Nombre común: Chirimoyo según Popenoe (1975) citado por Martínez (2020).

b. Morfología.

b.1 Raíces. El sistema radicular es superficial y ramificado poco profundo, con dos o tres pisos de raíces a diferentes niveles de hondura (Cuzco, 2019). Las raíces superficiales, el 98 % se desarrollan en los primeros 40 cm de profundidad (Moreno, 1987).

b.2 Tallos. Cilíndricos cónicos, cubiertos de tejido cortical robusto de color grisáceo, presenta ramificaciones laterales, formando una copa redondeada de 4 m de diámetro y a veces más (Castro, 2007).

b.3 Hojas. Caducas con disposición alterna, simples; cuyo tamaño varía de 8 a 14 cm de longitud por 4 a 8 cm de ancho; de color verde el as y con pubescencia suave en el envés, tienen forma oval elíptica, lanceolada, obtuso acuminadas, con base circular amplia (Yaguana, 2018). Se reverdecen cada año, el peciolo es corto y hueco en la parte de la inserción con la rama, encubre y preserva las yemas que darán origen a la siguiente brotación (Botero, 2009).

b.4 Yemas. Compuestas, con varios puntos de crecimiento que dan origen de 3 a 4 ramitas florales o de desarrollo vegetativo; pero también pueden ser de crecimiento mixto (Duchi, 2017).

b.5 Flores. Hermafroditas, Rosell et al. (2008) indica que se diferencian preferentemente en los terminales de ramitas; en la plenitud de su desarrollo, liberan compuestos aromáticos perceptibles al olfato; a la vista son poco atractivas debido al color crema amarillento y verde grisáceo de los sépalos; en promedio miden 2.57 cm de longitud (Castro, 2007). Se encuentran de forma unitaria o en ramilletes de 2 a 3; el cuajado de la flor es muy bajo, debido a que los órganos masculinos y femeninos no tienen sincronía; por esta razón se debe realizar la polinización manual o artificial (Hernández, 2020), el número de carpelos fecundados determina el tamaño y la forma del fruto (Botero, 2009).

b.6 Frutos. Es de tipo agregado o sincárpico, proviene de la fusión de varios carpelos independientemente fecundados, formados alrededor de un receptáculo (Delgado et al. 2010); son de forma cónica, miden entre 10 y 25 cm de longitud y 15 cm de ancho, con peso promedio de 250 a 800 g (Guirado et al. 2004); presentan pulpa carnosa, es decir, cada carpelo es un fruto, que contiene una semilla dura de color negro de forma de frijol (Castro, 2007).

La pulpa es de color blanco, dulce y aromática, de sabor ligeramente ácido o muy dulce cuando esta sobremadurado; el fruto presenta dos fases de desarrollo, la primera dura 71 días después de la polinización y la segunda 102 y 217 días (Flores, 2020).

Cada carpelo se muestra a la cáscara como una “placa” o areola (García et al. 2010) y de acuerdo con el número de éstos, es el tamaño de frutos (Escobar, 1996).

c. Fenología.

Término relacionado con el desarrollo morfogénico de las plantas, con relación a la diferenciación y crecimiento de las células que conforman tejidos y éstos determinaran la presencia de los diferentes órganos del chirimoyo (Lagos, 2003). Las variables que controlan la fenología de un cultivo comprenden la fecha de siembra, duración del día (horas luz), temperatura, suministro de agua, componente genético y manejo de la planta (Schwartz, 1999). Basados en estos principios, a continuación, se anotan los rangos de temperatura que requiere los estados fenológicos de chirimoyo.

Tabla 1

Estados fenológicos y requerimiento de temperaturas durante el desarrollo del cultivo de chirimoyo

Estado fenológico	Temperatura (°C)
Brotación (Inicio de actividad fisiológica)	12 a 13
Crecimiento vegetativo (Ramas vegetativas y reproductivas)	15 a 25
Floración	20 a 25
Cuajado de frutos	20 a 25
Desarrollo de fruto	20 a 28

Nota: Montoya (2009)

Tabla 2

Calendario fenológico del ciclo productivo del chirimoyo

Etapa	Meses											
	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Defoliación										x	x	
Rebrote	x										x	x
Floración	x		x		x							
Fructificación			x	x	x	x	x	x	x	x		
Cosecha						x	x	x	x	x		

Nota: Alvarado et al. (2003)

d. Composición química del fruto.

La bromatología del fruto fresco de chirimoya se muestra en Tabla 3; donde el contenido de azúcar es superior a 20° Brix (Castro, 2007).

Tabla 3

Composición química del fruto de chirimoyo por cada 100 g de pulpa de chirimoya

Composición química	Unidad	Macronutrientes	Minerales	Vitaminas
Agua	G	73.2		
Proteínas	G	1.4		
Carbohidratos	G	24.5		
Grasa	G	0.2		
Fibra	G	1.3		
Hidratos de carbono	G	28.2		
Ceniza	G		0.7	
Calcio	Mg		25	
Fósforo	Mg		31	
Hierro	Mg		0.8	
Potasio	Mg		206	
Zinc	Mg		0.11	
Magnesio	Mg		17.3	
Vitamina A	IU			0.01
Tiamina (Vitamina B1)	Mg			0.1
Riboflavina (Vitamina B2)	Mg			0.14
Niacina	Mg			0.94
Ácido ascórbico (Vitamina C)	Mg			12.2
Calorías	Kcal			25

Nota: Asto (2019).

e. Condiciones edafoclimáticas.

e.1 Temperatura. Se adapta y prospera sin dificultad, en lugares con temperaturas de 14 - 28 °C, sin embargo, es susceptible a heladas por debajo de -2 °C (García et al. 2009). Para asegurar el cuajado de frutos, las temperaturas deben oscilar entre 25 y 28 °C (Orwa et al. 2009); en los valles interandinos, la temperatura media aceptable, para tener éxito en la producción en los meses fríos es de 13 °C. La fecundación es afectada a 30 °C; polen y estigma no son viables (Sánchez, 2011).

e.2 Humedad relativa. El cultivo requiere de 50 a 70% de humedad relativa, para su crecimiento y su desarrollo representado por la floración, polinización, fecundación y fructificación requiere de 60 a 70 % de humedad del ambiente (García et al. 2009).

e.3 Suelos. Se adapta a diferentes tipos de suelos, preferentemente a suelos francos, drenados, ricos en materia orgánica, con pH de 5 – 7 (Sánchez, 2011); pero también se puede establecer en suelos que contienen carbonatos de calcio de 29 - 30%, con pH de 7,5 - 8,5; corregible con aplicaciones de enmiendas que contengan hierro (Guirado et al. 2003).

El establecimiento del cultivo, en suelos alcalinos, deben previamente ser tratados con incorporación de materia orgánica y al inicio de la plantación incorporar fertilizante nitrogenado (Sánchez, 2011).

f. Riego.

El riego debe ser permanente, desde su establecimiento de plántones en campo definitivo y durante el tiempo de producción económicamente rentable; esta práctica agrícola se realiza con la finalidad de compensar la “evapotranspiración” que por naturaleza posee esta especie (Rodríguez, 2013). En periodos de estiaje, mientras la planta no está en floración se recomienda el riego por aspersión; por el contrario, cuando las plantas están en floración, fructificación hasta la maduración los riegos deben ser por inundación (Agustí, 2004).

g. Nutrición.

Como todo frutal, requiere de macro y micronutrientes; que el fruticultor proporciona con abonos orgánicos y fertilización; esta última práctica, con niveles apropiados en cada una de sus etapas fenológicas. La cantidad y dosis de abono a aplicar dependerán del grado de fertilidad del suelo, el agua de riego y el tipo de terreno. En la fertilización se emplean

complejos nitrogenados, fosforados y potásicos, los mismos que varían desde 0,250 Kg por plantón a 5 Kg por planta adulta (Rodríguez, 2013).

En nuestra patria, los fertilizantes utilizados para el chirimoyo corresponden: al nitrato amónico, sulfato de potasa, nitrato potásico, ácido fosfórico y ácido nítrico. La dotación de calcio (Ca) y magnesio (Mg), son indispensables en la última fase de crecimiento del fruto previo a la maduración, para evitar la resquebrajadura del fruto (García et al. 2009).

2.3 Enfermedades fungosas

2.3.1 Podredumbre blanca o pajizo (*Armillaria mellea* Vahl)

El micelio del hongo se desarrolla en el sistema radicular superficial, ocasionando el anillamiento de raíces y del cuello; las hifas se alimentan del tejido cortical, incluso llegan a afectar el duramen; estas necrosis repercuten en los órganos aéreos de la planta, las hojas se hacen cloróticas, se necrosan y se defolian; cuando esto ocurre inicia la muerte regresiva de la ramita, rama y tallo principal (Gonzales, 1976). Este patógeno prefiere arboles senescentes y cultivados en suelos encharcados, condición adecuada para observar periódicamente el micelio blanco y grupos de basidiocarpos (Arribasplata, 2013).

Taxonómicamente se incluye en el reino Fungi, clase Basidiomycetes, orden Agaricales, familia Tricholomataceae, género *Armillariella* = *Armillaria*, especie *Armillariella mellea* (Vahl) (Roncal, 2004).

2.3.2 Tristeza o podredumbre del cuello y raíz (*Phytophthora cinnamomi* Rands)

Las infecciones ocurren en la porción radicular de máxima actividad fisiológica; las zoosporas por quimiotaxismo ingresan por las aperturas naturales de los pelos absorbentes; los efectos de este tipo de infección es la necrosis progresiva de raicillas, raíces de diferente orden, hasta infectar la raíz principal. Las infecciones en el sistema radicular repercuten en la parte

aérea de la planta, inicialmente se aprecian clorosis, marchites, necrosis generalizada de la lámina foliar de color marrón oscuro, defoliación y muerte regresiva (Roncal, 2004).

Las infecciones en el sistema radicular también ocurren a través de heridas artificiales, ocasionadas durante las labores culturales y los daños causados por larvas de insectos que limitan la floración, cuajado y fructificación (Martin et al. 2019); las raíces infectadas tienden a engrosarse, generando pérdida del color verde normal del follaje (González, 2013).

Este patógeno está incluido en la clase de Oomycetes (Stamps et al. 1990), estructuralmente en medio de cultivo se diferencian hifas cenocíticas, esporangióforos simples, esporangios ovoides, esféricos sin papila (Romero, 1988).

Taxonomicamente, corresponde a la clase Phycomycete, subclase Oomycetes, orden Peronosporales, familia Pythiaceae, género *Phytophthora*, especie *Phytophthora cinnamomi* Rands (Agrios, 1985).

2.3.3 Verticilosis (*Verticillium spp.*)

Este patógeno ingresa a través del sistema radicular, localizándose en los haces conductores, alimentándose parcialmente de las células de xilema y floema; generando micotoxinas; éstas en el xilema integran la solución suelo y se concentran en los capilares de las hojas causando intoxicación, que posteriormente se aprecia como clorosis de hojas, seguido de necrosis pajizo y la consecuente defoliación; estas micotoxinas también se translocan por el floema (Roncal, 2004); producto de la intoxicación la clorosis en hojas se generaliza, seguido necrosis de color café grisáceo, no ocurriendo defoliación, pero si se genera el decaimiento parcial y total de plantas; el tallo en corte transversal se observan rayados necróticos discontinuos en la madera (Quispe, 2016).

En medio de cultivo, el micelio del hongo se aprecia de color blanco primero y luego se oscurece, las hifas septadas son hialinas con ligera pigmentación gris; conidióforos rectos,

ramificados en verticilos, conidias hialinas cilíndricas elipsoidales ubicadas en el ápice de la fiálide, en una sustancia gelatinosa (Arias, 2008).

Taxonómicamente, está en clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Moniliaceae, género *Verticillium*, especie *Verticillium* spp. (Roncal, 2004).

2.3.4 Pudrición gris (*Botrytis cinerea* Pers)

Los frutos en post cosecha son afectados por este patógeno, generando pudrición acuosa (Delgado, 2005). Este patógeno también afecta flores y frutos en planta (Agrios, 1997); en temperatura que va de 0 a 30 °C, siendo la ideal de 20 °C (Nair & Allen, 1993) y humedad relativa mayor a 70 % (Martínez y Moreno, 2008).

B. cinerea, desarrolla en medio de cultivo PDA, también se encuentra en forma natural en flores, frutos y hojas en post cosecha, haciéndose fácil su reconocimiento. En medio PDA (papa, dextrosa, agar) el micelio joven antes de fructificar es blanco luego se torna gris por la maduración de las esporas; presenta hifas tabicadas, conidióforos ramificados en el tercio superior; cada ramificación termina en un abultamiento con esterigmas, donde se diferencian, crecen y desarrollan, conidios esféricos y ovoides generalmente; cuando se agota el alimento forman estructuras de conservación denominados esclerocios (Roncal, 2004).

Para que ocurra la infección por *B. cinerea*, el inóculo constituido por conidios, primero se adhieren a la superficie del hospedero, luego germina un tubo de germinación, que forma un apresorio terminal para adherirse al hospedero; proceso que ocurre entre 5 a 8 horas, donde el tubo germinativo rotura la pared celular del vegetal, por acción enzimática, destacando la poligalacturonosas, de esta manera ocurre la maceración del tejido (Elad et al. 2007); sobre el tejido afectado se deja ver el signo de este patógeno denominado “moho gris” (Roncal, 1996).

Taxonómicamente se clasifica dentro del dominio Eucariota, reino Fungi, clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Moniliaceae, género *Botrytis*, especie *Botrytis cinerea* Pres. (Alexopoulos & Mims, 1979).

2.3.5 Podredumbre morena (*Monilia fructicola* Wint. Honey)

Tiene mayor incidencia en México. Este fitopatógeno produce dos tipos de esporas; ascosporas de origen sexual contenidas en apotecios y conidios en cadenas sobre esporodoquios, de origen asexual (Mondito, 2002).

Las infecciones aparecen como manchas marrones acuosas que se amplían, transcurrido el tiempo, bajo condiciones de humedad y temperatura; sobre estas lesiones se forma el micelio del hongo, con prominente esporulación de color marrón; desprendiendo líquido marrón claro, producto de la degradación del ácido galacturónico por un complejo enzimático del patógeno denominado poligalacturonasas (Roncal, 2004), luego el fruto afectado se deshidrata, se arruga y momifica (Brannen, 2002).

El fruto afectado se momifica y queda prendido en la rama que lo contiene; con el inicio de la nueva campaña ésta se desprende, manteniendo viable al inóculo, que es diseminado por el viento y la salpicadura en el periodo lluvioso; infectando flores, hojas y nuevos frutos; siempre y cuando las condiciones de temperatura y humedad sean favorables. Fuertes infecciones pueden afectar hasta el 60 % de la cosecha (Delgado, 2005).

La podredumbre parda, es una de las principales enfermedades de los frutos principalmente de especies del género *Prunus* y *Anona*; hasta los dos primeros años de la década de los noventa se han determinado tres especies de *Monilia*; *M. fructicola*, *M. laxa*, *M. fructigena* (Ogawa, 1992). Estas especies son el resultado del estudio morfológico, en base a técnicas moleculares, basadas en el análisis de ADN (Hughes et al. 2000).

Taxonómicamente se cataloga dentro de la clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Moniliaceae, genero *Monilia*, especie *Monilia fructicola* Wint. Honey (Roncal, 2004).

2.3.6 Antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz)

Las lesiones en los frutos se aprecian como manchas pequeñas de color marrón oscuro que posteriormente se muestran hundidas, dejando ver el signo como puntitos negros, que corresponde a la estructura fructífera del patógeno denominado acérvulo, estos puntos negros forman círculos concéntricos; liberando esporas de color rosado (Roncal, 2004). Las lesiones hundidas, transcurrido el tiempo, generan resquebrajaduras que comprometen el mesocarpio; afectando de esta manera la calidad de la fruta (Cerdas et al. 2007).

Para evitar pérdidas de consideración por infección de *C. gloeosporioides*, en chirimoyo, se deben realizar tratamientos preventivos (Andrés y Rebollar, 1996); debido a que este patógeno, afecta el área foliar, conocido como mancha negra de hojas (Nava et al. 2000); en este hospedero es común encontrar a otra especie (Freeman, 2000) como *C. fragariae* (Villanueva et al. 2005).

Taxonómicamente este patógeno está incluido en la clase forma Deuteromycetes, orden forma Melanconiales, familia forma Melanconiaceae, genero *Colletotrichum*, especie *Gloeosporioides* (Roncal, 2004).

2.3.7 Pudrición acuosa (*Rhizopus Stolonifer* Lind)

Hongo filamentoso, con hifas no septadas, esporangióforos no ramificados, pero si formando grupos de hasta cinco unidades; en cuya base se diferencia las estructuras de anclaje denominados rizoides; en la parte terminal del talo se diferencia la columela, cavidad esporangial y la cubierta del esporangio, que protege a las esporas unicelulares (Roncal, 1993);

cuando ocurre intercambio genético se forma la estructura de conservación denominado zigospora, después de un periodo de reposo brota un esporangióforo (Pontón et al. 2004).

Los frutos que muestran mayor susceptibilidad son aquellos que se encuentran en almacén y mercados, sin condiciones de aireación adecuada (Nicoletti, 2001).

Las esporas del hongo germinan en la superficie del pericarpio, proliferándose el micelio entre 12 y 24 horas, recubriendo el micelio la totalidad del fruto, apreciándose como moho blanco, transcurrido 48 horas, los esporangióforos y esporangios, que contienen a esporas unicelulares maduras de color negro, permiten observar el moho de color negro, bajo estas condiciones, la pulpa se desintegra por acción enzimática, segregando líquido de olor a vinagre de color marrón (Yriarte y Roncal, 2017).

Taxonómicamente este patógeno está incluido en clase Zygomycetes, orden Mucorales, familia Mucoraceae, genero *Rhizopus*, especie *R. stolonifer* (Roncal, 2004).

2.3.8 Viruela del fruto (*Cladosporium carpophilum*)

Patógeno distribuido en diferentes zonas donde prospera este cultivo. Los síntomas en frutos se muestran como manchas pequeñas de color marrón y a medida que la infección avanza éstas se hacen circulares u ovals. Este hongo afecta la epidermis del epicarpio del fruto; de esta manera se afecta la calidad, reduciendo el valor comercial (Quispe, 2016).

Afecta hojas, tallos, inflorescencias y frutos suculentos, con daños mecánicos; los frutos infectados tienen sabor amargo, por efecto las micotoxinas (Agrios, 2005).

El micelio se observa de color verde olivo a negro, adherido a la superficie infectada, producen conidióforos oscuros y conidios irregulares de color marrón oscuro o negro, constituyen hasta tres células dando una apariencia aterciopelada oscura al hongo, sus esporas son de forma elipsoidal y de color hialino a marrón amarillento (Roncal, 2004).

Las condiciones ambientales favorables de temperaturas 19 a 21°C y humedad de 95% ejercen una marcada influencia para la incidencia, dando lugar a la germinación de los conidios (Romero, 1988).

Taxonómicamente este patógeno está incluido en la clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Dematiaceae, genero *Cladosporium*, especie *Cladosporium carpophilum* (Roncal, 2004).

2.3.9 Mancha necrótica del fruto (*Cephalosporium* sp.)

Los síntomas se muestran en frutos de plantas cultivadas en zonas húmedas y con elevadas temperaturas de 18 a 22°C (Achon et al. 2008).

El género *Cephalosporium*, incluye especies saprófitas y parásitas, están en el suelo y sencillamente penetran en los tejidos. Crece en medio PDA, con micelio de color blanco, algodonosa con tono amarillento; presenta hifas cenocíticas; conidióforos delgados o hinchados, simples, relativamente pequeños, conidios hialinos, unicelulares, ovales a elípticos de 4-12x2-3µm, unidos formando una gota mucilaginosa (Martínez et al. 2017).

Como patógeno se conoce a *C. gregatum*, quien genera pudrición café del tallo de soya; necrosando el xilema, con repercusión de clorosis internerval de hojas, seguido de necrosis en forma de tizón, en hojas del tercio inferior de las plantas (Agrios, 2005).

Taxonómicamente pertenece a la clase Deuteromycetes, orden Moniliales, familia Moniliaceae, género *Cephalosporium* sp. (Romero, 1988).

2.3.10 Fusariosis (*Fusarium* spp.)

Género creado por el micólogo Alemán H.F. (1809), y validado por Fries en 1921; en base a la morfología de *Fusarium roseum*, en incluido en el orden Deuteromycotina (Fernandez, 1979); se encuentran en diferentes ecosistemas, tienen micelio bien desarrollado,

septado, conidióforos simples que terminan en fiálides; sin embargo, algunas especies tienen un talo unicelular (Sumalan et al. 2013).

Las diferentes especies del género *Fusarium*, son los más estudiados a nivel mundial por causar pérdidas económicas de consideración (Nelson et al. 1994), mayormente viven en el sustrato suelo, causantes de un amplio grupo de enfermedades que afectan a diversos cultivos generando podredumbres basales y marchitamientos en hortalizas, gramíneas, ornamentales, frutales y forestales, generando necrosis vascular (Olivain & Alabouvette, 1999); debido a la necrosis de células del xilema y las micotoxinas que estos sintetizan forman parte de la solución que llega al área foliar concentrándose primero en los capilares causando intoxicación que más tarde afecta a la totalidad de la lámina foliar y finalmente el micelio del hongo impide la traslocación de agua y nutrientes ocasionando la muerte del hospedero (Schumann & D'Arcy, 2006); otros síntomas comunes son marchitez, manchas y añublos en hojas, pudrición radicular y tallos, pudrición de frutos, granos y semillas (Fravel et al. 2003).

Las diferentes especies de *Fusarium* spp., han tenido y tienen relevancia en la agricultura mundial, debido a que han llegado a afectar y aún afectan más del 90% de las cosechas (García et al. 2007). Como patógeno emplea estrategias de infección, dependiendo de la susceptibilidad del hospedero y la virulencia del patógeno (Ma et al. 2013).

Sobrevive en el suelo como micelio, vale decir como hifas, esporas, clamidosporas y microesclerocios (Roncal, 2004), de esa manera queda el inóculo activo para una futura infección radicular; el aire, el agua son medios de disseminación y para que la infección se lleve a cabo, la interacción entre hongo-planta responde a un proceso de movilización de diferentes genes, de ese modo da lugar a la descomposición enzimática de la pared celular, la inactivación y la muerte celular del hospedero por micotoxinas segregadas del hongo (Agrios, 2005).

Morfológicamente, este género se caracteriza por desarrollar en los tejidos afectados y en medio de cultivo, formando un micelio filamentoso y septado (Leslie et al. 2013).

Las principales especies de este género son *F. oxysporum* y *F. solani*, sin embargo, *F. graminearum* y *F. verticilloides* se encuentran en gramíneas principalmente (Ma et al. 2013).

Taxonómicamente este patógeno está incluido en: reino Fungi; clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Tuberculariaceae, género forma *Fusarium* (Roncal, 1993).

2.3.11 Alternariosis (*Alternaria* sp.)

Este género fue descrito por primera vez por Ness en 1817; especificando científicamente como *A. alternata* (Castro, 2006).

Alternaria spp., somáticamente se caracteriza por presentar micelio oscuro, constituido por hifas septadas, conidióforos simples y erectos, en el extremo de la célula apical se diferencian el conidio primero unicelular, a medida que incrementa su tamaño se diferencian septos transversales y perpendiculares; la célula apical de este conidio germina un tubo en cuyo ápice se diferencia un nuevo conidio; este proceso es indefinido, formando de esta manera una cadena de conidios; además, algunas células laterales de los conidios también germinan dando lugar a nuevos conidios (Roncal, 1993).

Hasta el 2007, se han categorizado 300 especies del género *Alternaria*, agrupadas por las características morfológicas de los conidios (Simmons, 2007).

Las diferentes especies del género *Alternaria*, prosperan desde - 3°C hasta los 35°C (Barkaigolan & Paster, 2008); aunque la temperatura eficiente para la producción de conidios es de 25°C (Sommer, 1985); en medios de cultivo sintético requieren de 84 a 99% de humedad relativa (Oviedo et al. 2011), desarrollando micelio algodonoso gris al inicio y oscura verdusco después (Agrios, 1996).

A. alternata, presenta diferentes razas fisiológicas, destacando las que ocasionan la pigmentación oscura de la piel enfermedad conocida como “feohifomicosis”, otras causan

“onicomicosis”, debido a que afectan a las uñas de los pies, generando endurecimiento y quebraduras, los hay causantes de “queratitis” relacionado con inflamaciones de corneas (Tangarife, 2011); otras son saprófitas y fitopatógenas en cultivos de cereales, ornamentales, oleaginosas, hortalizas y frutales (Thomma, 2003).

Las especies de *Alternarias* fitopatógenas, para causar daño en las plantas requieren de humedad relativa de 80 a 100 % y temperaturas de 15 a 22 °C (Morales, 2004); cuando estas condiciones son adversas, tienen comportamiento saprófita - endófito (Andersen et al. 2001).

Taxonómicamente este patógeno está incluido en Reino Mycetozoa, división Amastigomycota (Arias, 2008); clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Dematiaceae y género forma *Alternaria* (Roncal, 2004).

2.4 Diagnóstico de una fitoenfermedad

El diagnóstico de enfermedades de plantas es la ejecución de series de pasos secuenciales; que en casos específicos pueden variar (French & Herbert, 1982).

- a) Observación de los síntomas del hospedero.
- b) Determinación de las circunstancias de condiciones climáticas, historial del cultivo y aplicación de fertilizantes insecticidas, fungicidas.
- c) Observación de signo del patógeno.
- d) Correlación de lo observado con la búsqueda bibliográfica pertinente.

2.5 Diagnóstico fitopatológica

- a) Aislamiento, purificación, multiplicación y conservación del fitopatógeno.
- b) Inoculación del fitopatógeno en órganos del hospedero, ensayo que se realiza en condiciones “in vitro”.
- c) Obtención de los síntomas, idénticos de donde se aisló el fitopatógeno.

d) Verificación del fitopatógeno, a través de la morfología somática.

e) Identificación del fitopatógeno, a través de claves de identificación universalmente conocidas como los propuestos por (Barnett & Hunter, 1999; Sutton ,1980).

2.6 Métodos directos para medir la intensidad de una fitoenfermedad

Se precisa que los métodos directos comprenden valoraciones visuales de las fitoenfermedades, haciendo uso de escalas cuantitativas, que nos conducen a valorar el nivel de la enfermedad en la totalidad de una planta u en un órgano específico. Para cumplir esta propuesta se hacen uso de escalas gráficas y fórmulas matemáticas de incidencia y severidad (Ivancovich, et al. 1998).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación geográfica del trabajo de investigación

El estudio se desarrolló en dos parcelas agrícolas y en Laboratorio.

Parcela agrícola 1: Ubicada en el centro poblado de San Miguel de Matarita, distrito de Asunción, provincia de Cajamarca, localizado en las coordenadas $7^{\circ}18'12.6''S$ $78^{\circ}32'59.4''N$, con altitud de 2297 m s. n. m.

Parcela agrícola 2: Ubicada en el centro poblado El Naranjo, distrito de San Juan, provincia de Cajamarca, localizado en las coordenadas $7^{\circ}28'87.82''S$ $78^{\circ}51'19.32''N$, con altitud de 2599 m s. n. m.

Laboratorio de Fitopatología: Ubicado en la Universidad Nacional de Cajamarca, en su Facultad de Ciencias Agrarias en las coordenadas $7^{\circ}10'48''S$ y $78^{\circ}29'44''O$, 2700 m s. n. m. de altitud, a 3.5 km de la ciudad de Cajamarca, Carretera a Baños del Inca.

Figura 1

Ubicación de las parcelas experimentales y desarrollo del estudio, en los centros poblados de San Miguel de Matarita, El Naranjo y en el laboratorio de Fitopatología, localizados en los distritos de Asunción, San Juan y Cajamarca.

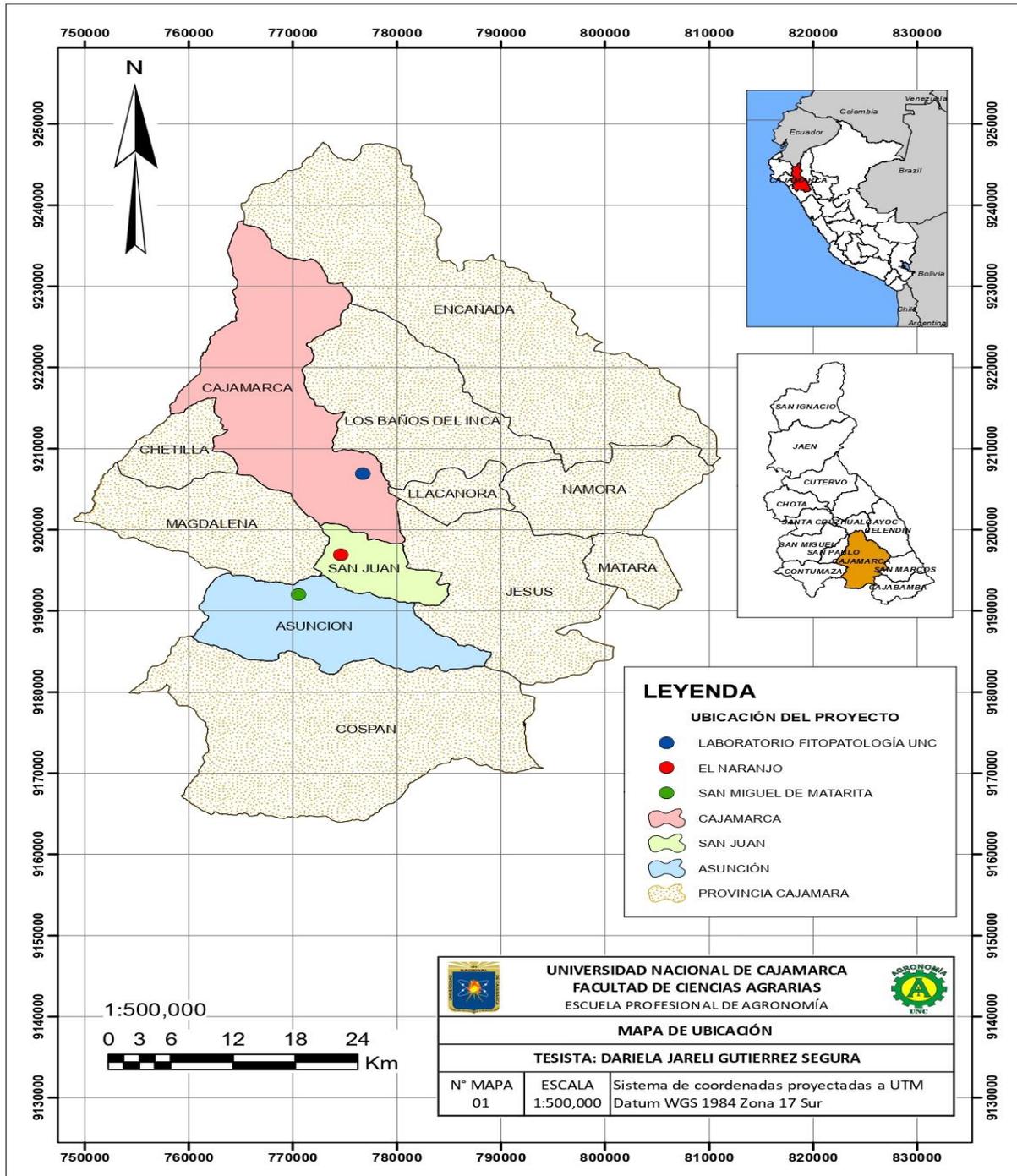


Tabla 4

Condiciones meteorológicas de los meses durante el desarrollo de las evaluaciones en las áreas de estudio, estación meteorológica Augusto Weberbauer-UNC

Meses de evaluación	T°. máx. (°c)	T°. mín. (°c)	T°. prom. (°c)	Humedad relativa (%)	Precipitación (mm)
Julio	21.7	6.5	14.1	56%	0.3
Agosto	21.8	6.5	14.1	58%	0.7
Setiembre	22.7	7.2	15.0	60%	1.4
Octubre	22.6	8.4	15.5	56%	1.0
Noviembre	23.5	7.9	15.7	51%	0.2
Diciembre	22.1	8.8	15.5	62%	2.4
Enero	21.5	9.3	15.4	66%	2.8
Febrero	21.6	10.6	16.1	69%	4.8
Marzo	20.6	9.6	15.1	70%	4.1
Abril	20.9	9.8	15.3	71%	2.6
Promedio	21.9	8.5	15.2	62%	2.0

Nota: Senamhi (2022 – 2023)

3.2 Materiales

3.2.1 Material biológico

Raíces, tallos, ramas, ramitas, hojas, flores y frutos de chirimoyo con síntomas de enfermedades fungosas.

3.2.2 Material de campo

Libreta de apuntes, cámara fotográfica, lupa, etiquetas de rotulación, plumón indeleble, cinta de embalaje, guantes de látex, tijera de podar, palana, pico y bolsas de plástico.

3.2.3 Material y equipo de laboratorio

Guardapolvo, guantes de látex quirúrgicos, hipoclorito de sodio de 2 a 5 %, alcohol etílico de 96°C, detergente, aspersores de alcohol, agua destilada, mecheros, cocina, cubre

objeto y lamina porta, placas Petri, tubos de ensayo, pinzas, bisturís, navajas, estiletes, sorbete de plástico, pipetas, vasos de precipitación, matraces, beakers, agujas hipodérmicas N°25, aguja MRO, papel aluminio, papel filtro, asa de siembra, Papa dextrosa, Agar (PDA), autoclave, estufa, incubadora, cámara de flujo laminar, lupa, estereoscopio, microscopio, libreta de apuntes y cámara fotográfica.

3.3 Metodología

3.3.1 Trabajo de campo

Para la selección de plantas se aplicó el muestreo no probabilístico por conveniencia.

a. Identificación de síntomas. Previo a la recolección de los órganos vegetativos en campo, se tuvo en cuenta la identificación de la presencia de las sintomatologías en las plantas, tal como se describe en la Tabla 5.

Tabla 5

Síntomas identificados en órganos de la planta de chirimoyo, previo a la recolección de muestras en Asunción y San Juan

Distrito	Órganos vegetales	Síntomas
Asunción	Raíces	Necrosis parcial y generalizada
	Tallo	Necrosis de la corteza
	Rama	Muerte regresiva
	Ramitas	Muerte regresiva
	Hojas	Manchas foliares con halo clorótico y necróticas
	Flores	Necrosis generalizada
	Frutos	Momificado y manchas oscuras
San Juan	Raíces	Necrosis parcial y generalizada
	Tallo	Necrosis de la corteza
	Rama	Muerte regresiva
	Ramitas	Muerte regresiva
	Hojas	Manchas foliares con halo clorótico y necróticas
	Flores	Necrosis generalizada
	Frutos	Momificado y manchas oscuras

b. Acondicionamiento de cámaras húmedas. Las cámaras húmedas fueron elaboradas en recipientes de plástico de 500 y 1000 cc de capacidad; para mantener la humedad relativa superior al 70%, en estos recipientes, se cortó papel bond, teniendo en cuenta el diámetro del fondo del recipiente; luego este papel se dispuso en el fondo del depósito y fue asperjado con agua destilada estéril, se tapó convenientemente, quedando lista para ser conducida a campo, bajo condiciones asépticas.

c. Colección de muestras de las plantas afectadas. Se cobraron muestras de raíces, ramas, tallos, hojas, flores y frutos de campos de cultivo de 2 y 4 años; bajo sistema de riego por gravedad, en ambos distritos. En el distrito de Asunción, una parcela motivo de

evaluación se encuentra asociada con palto, cafeto y tara; mientras que las plantaciones de chirimoyo del distrito de San Juan se encuentran como monocultivo y en cercos vivos.

Para la recolección de muestras se hizo uso de un equipo de protección personal que incorpora un guardapolvo, mascarilla y guantes de látex, posterior a ello se procedió con el uso de tijeras de podar; que sirvieron para cortar los órganos con síntomas de infecciones fungosas; se tuvo especial cuidado en seleccionar muestras de órganos con infecciones de 10%.

Seleccionadas las muestras en bolsas de plástico y táperes de diferente capacidad; seguido de la rotulación respectiva y el sellado con cinta masking para evitar la contaminación.

Con el propósito de no diseminar alguna fitoenfermedad, las heridas de planta fueron tratadas con pasta bordalesa y las herramientas se desinfectaban con aspersiones de alcohol de 96° de pureza.

d. Traslado de las muestras. Porciones de raíces, tallos, ramas, ramitas y órganos completos de hojas, flores y frutos, con lesiones, producto de infecciones fungosas, fueron seleccionadas, para de esta manera obtener las muestras motivo de diagnóstico.

Las muestras colectadas, se dispusieron convenientemente en las cámaras respectivas, para ser llevadas al Laboratorio de Fitopatología.

3.3.2 Trabajo de laboratorio

a. Acondicionamiento de muestras, para el aislamiento del signo del patógeno.

Las muestras colectadas en campo, llegadas al Laboratorio pasaron por otro proceso de selección.

Antes de la selección respectiva las muestras, fueron lavadas con agua corriente y secadas a temperatura ambiente, por cuatro horas. Posterior a este tratamiento, las muestras de raíces, tallos, ramas y ramitas se seccionaron en porciones de 2-5 cm de longitud, teniendo en cuenta 50% de lesión y 50% de tejido aparentemente sano.

Referente a la selección de muestras de hojas, flores y frutos, se tuvo en cuenta el porcentaje de infección que no supere el 10%. Estas muestras fueron tratadas con hipoclorito de sodio con contenido al 2% y enjuagadas con agua destilada estéril; de esta manera se situaron en las respectivas cámaras húmedas, para luego ser instaladas en la cámara de cristal iluminada a temperatura oscilante de 18a22°C.

Se indica que las muestras en cámaras húmedas se observaron cada 24 horas por tres días; aquellas que mostraban la presencia de moho en la superficie de la lesión, fueron visualizadas al microscopio, distinguiendo las estructuras somáticas, para ser comparadas con las estructuras somáticas de las cepas procedentes de la siembra de tejidos afectados en medio PDA.

Verificadas la semejanza de las estructuras somáticas del micelio procedente del signo y del micelio procedente del medio PDA, sirvió para realizar la multiplicación del posible patógeno en medio de cultivo PDA.

b. Aislamiento de los patógenos de órganos afectados causantes de la fungosis del chirimoyo. Porciones de raíces, tallos, ramitas, hojas, frutos y flores, con síntomas de fungosis sirvieron para realizar la secuencia del aislamiento de los patógenos.

De los diferentes órganos seleccionado se obtuvieron porciones de tejidos; los cuales fueron seccionados cuidadosamente consiguiendo porciones de 3 a 5 mm², en los que se diferenciaba 50% de área aparentemente sana y 50% de área afectada.

Las respectivas secciones se sometieron a desinfección con hipoclorito de sodio al 2%, durante un minuto, y con apoyo de una pinza las muestras desinfectadas se dispusieron en agua destilada estéril, a fin de excluir residuos del hipoclorito de sodio; esta práctica se realizó hasta en dos oportunidades.

Cada sección se dispuso en las respectivas cajas Petri con medio de cultivo PDA, y se incubaron entre 18 a 22 °C, que se observan cada 24 horas a lo largo de tres días, tiempo que permitió el crecimiento del micelio del posible patógeno.

De cada una de las cepas, se extrajo porciones de micelio para ser observadas al microscopio y comparadas con las estructuras microscópicas procedentes del signo. Cuando las estructuras morfológicas de las cepas procedentes del crecimiento del hongo en medio PDA, comparadas con las estructuras del signo hongo, mostraron similitud, se procedió a la purificación, multiplicación, conservación.

c. Purificación, multiplicación de los patógenos. El proceso de purificación consistió en realizar la siembra monospórica tanto del signo “moho”, como de la cepa del hongo obtenida en medio PDA.

Para obtener el inoculo en forma de conidio, se empleó el estereoscopio y la aguja MRO.

Antes de obtener el inóculo conidio, tanto del signo y de la cepa del hongo en medio PDA; la esfera de la aguja MRO, se empapó en agua destilada estéril, para permitir la adherencia del conidio en la lámina de agua y ayudado con el estereoscopio, se visualiza la porción levantada del micelio, lugar donde se encuentra conidióforos y conidios del hongo, a esta porción del micelio se acerca con delicadeza la esferita de la aguja MRO.

Luego con cuidado la esferita MRO, hacemos que haga contacto de cuatro a cinco veces con la superficie del medio PDA. Esta siembra se incuba entre 18 – 22°C, observándose cada 24 horas por tres días.

Purificado el hongo se procede luego a la multiplicación en tres placas Petri con medio PDA, la cepa purificada se utilizó para realizar los postulados de Koch.

d. Conservación de patógenos. Las cepas puras se conservaron en medio de cultivo PDA, en tubos de ensayo de 150 y 20 mm de diámetro y mm de longitud, en plano inclinado.

El proceso trató en disponer porciones de micelio obtenido de las placas Petri, donde han desarrollado las cepas puras del hongo.

e. Prueba de patogenicidad. Con los aislamientos, procedentes de raíces, tallos, ramitas, hojas, flores y frutos se procedió a realizar las pruebas de patogenicidad. Este trabajo consistió en obtener porciones de órganos completamente sanos; los mismos que pasaron por acondicionamiento aséptico.

El inóculo infectivo de los hongos aislados de cada órgano de las plantas de chirimoyo con síntomas de fungosis estuvo conformado por porciones de micelio, en cada uno de los órganos ensayo, realizamos mínimas lesiones con agujas hipodérmicas N°25. La porción de micelio se dispuso en la superficie herida de los órganos ensayo.

Los órganos ensayos con el inóculo respectivo, se dispusieron en cámaras húmedas y se dejó en el ambiente de protección de cristal a temperatura de 18 a 22°C. Las observaciones se efectuaron cada 24 horas; el tiempo de observación fue variable de acuerdo con el órgano; raíces, tallos y ramitas fueron observados durante siete días; mientras que, en hojas, flores y frutos, las observaciones fueron de tres a cuatro días.

Con la evidencia de la patogenicidad, se efectuó la siembra monospórica en una gota de PDA, con la finalidad de visualizar microscópicamente las diferentes estructuras somáticas que conduzcan a la identificación del especie y género del fitopatógeno.

f. Siembra monospórica de los patógenos en gota de PDA. En condiciones asépticas se dispone una gota de PDA en una lámina portaobjetos y con la aguja MRO, se

extrajo conidios de cada uno de los aislamientos; los que fueron sembrados en superficie de la gota de PDA, inmediatamente se cubrió con el cubreobjetos concerniente.

Para observar periódicamente el desarrollo del hongo en la gota de PDA, se acondiciona una caja Petri, que contenga 3 ml de agua destilada estéril, más un sorbete de plástico doblado en triángulo y los portaobjetos con la siembra respectiva se dispone sobre el sorbete en triángulo.

Esta caja Petri, con cuidado se coloca en la incubadora a 18 – 22°C, la primera observación se realiza en las primeras 14 horas y las siguientes cada 24 horas por dos días y fotografiando el proceso.

g. Identificación de los patógenos. Con la evidencia de la patogenicidad y la caracterización morfológica de los aislamientos se procedió a detectar el género y especies de los patógenos del chirimoyo.

Para identificar el género se siguió las claves de “Illustrated genera of imperfect fungi” de (Barnett,1960; Barnett & Hunter,1998).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

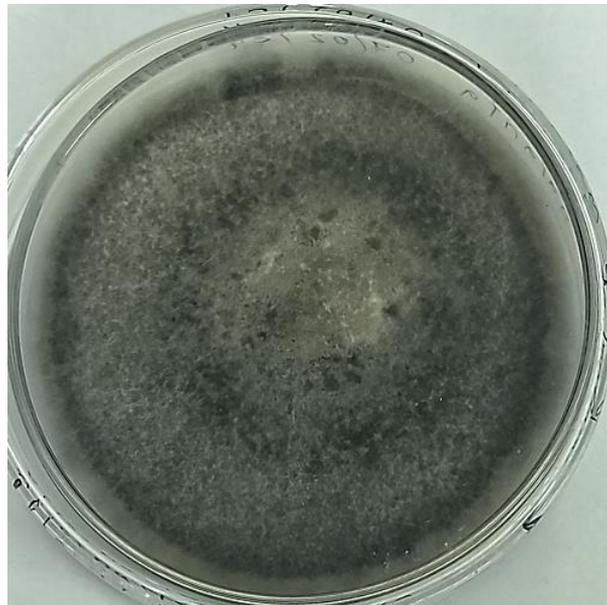
4.1 Patógenos en hojas

4.1.1 *Alternaria Alternata*.

a. **Micelio.** En medio PDA, la colonia se aprecia de color gris oscuro; así mismo Agrios (1996) reseña que, en medio de cultivo, el micelio es algodonoso de color gris al inicio y oscuro verduzco después; además Oviedo et al. (2011), indican que; para el desarrollo en medios de cultivo, el microorganismo requiere de 84 a 99% de humedad relativa.

Figura 2

Micelio de Alternaria alternata, de color gris oscuro, a las 168 horas (siete días), en PDA.



En la Figura 2, el micelio en PDA inicialmente es de color gris claro, y mide 3 a 5 mm de diámetro, entre 24 y 48 horas cambia a verde oscuro, dada la maduración de los conidios muriformes, hasta completar la colonización de la placa mantiene la coloración verdosa oscura.

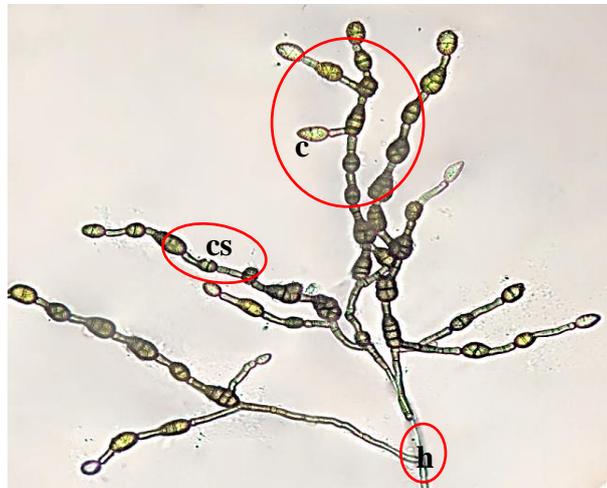
b. Signo. El signo de este aislamiento se deja ver como un “moho oscuro”.

c. Estructuras somáticas. Posee hifas septadas, brillantemente coloreadas de amarillo, conidióforos simples y septados, de color marrón claro, con conidios ovoides, inicialmente unicelulares transparentes, luego bicelulares de color amarillo oscuro, terminando pentacelularmente, con septas transversales y perpendiculares semejando a un muro, razón para nominarlos conidios muriformes de color marrón oscuro, tal como se indica en la Figura 3.

Al respecto, Rivas (2014) menciona que *Alternaria* sp., morfológicamente posee hifas septadas; conidióforos septados, simples con diversos poros de inserción y conidios únicos o en cadenas de forma ovoide, septados longitudinal y transversalmente.

Figura 3

Hifa (h), conidióforos septados (cs) y conidios ovoides muriformes en cadenas (c), de color amarillo oscuro.



Así mismo, en este aislamiento se observa que de una célula del conidio emerge un tubo germinativo que contiene a otro, formando de esta manera conidios en cadena; este tipo de proliferación es frecuente. Asimismo, Flores et al. (2014), refieren que el signo se aprecia como “moho oscuro” conformado por hifas, conidióforo y conidios.

d. **Identificación del patógeno.** Las características morfológicas antes descritas y mediante la utilización de las claves de Barnett y Hunter (1998), nos condujo a determinar al género *Alternaria* especie *Alternata*.

e. **Taxonomía.** Este patógeno está incluido en la clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Dematiaceae, (Roncal, 1993). Especie *Alternaria alternata* (Agrios, 1986).

f. **Patogénesis de *Alternaria alternata*.** El tejido necrosado generalmente se rodea de una amplia área clorótica, indicando el proceso de intoxicación, como se reporta en revistas y textos de la Ciencia Fitopatología; además Beltrán (2006), refiere que en infestaciones severas causan defoliaciones de los árboles como consecuencia de las necrosis foliares, nervaduras de hojas y brotes jóvenes.

Figura 4

*Hoja clorótica con necrosis apical de color marrón pajizo (A). Hoja con infección en el parénquima y borde de color marrón claro (B), causado por *Alternaria alternata*.*



En la Figura 4, se indican los síntomas de *A. alternata*, ocasionado necrosis foliar de color marrón vinoso, las infecciones son únicas y se aprecian indistintamente localizadas en la lámina foliar, unas inician en el ápice, otras en el borde, como también los hay infecciones en la parte central del parénquima.

Al respecto, Agrios (2005) menciona que para que ocurra la infección, el inóculo multicelular, requiere de humedad y temperatura adecuada de la zona; para que permita la germinación de tubos germinativos, que a través de procesos de quimiotaxismo, ingresan a los estomas u otras aperturas naturales; posteriormente se transforman en hifas, que recorren los espacios intercelulares, y se alimenta a través del haustorio por osmosis del contenido celular del hospedero; como consecuencia de esta nutrición las alternarias, metabolizan toxinas, que se disipan a las células adyacentes, formando de esta manera el área plionecrótica que posteriormente termina necrosando al tejido, formando el área holonecrotica; las hojas que exponen mayor susceptibilidad son las del tercio inferior de ramitas, característica del proceso de infección de las diferentes especies del género *Alternaria*.

4.1.2 *Cladosporium* sp.

a. Micelio. En medio de cultivo se aprecia la colonia de color verde oscuro; al respecto, Manisha et al., (2012) hacen mención que, en PDA, el micelio es polvoriento de color crema con tendencia a tonos verde oliva o gris verdoso; así mismo Bensch et al. (2010) refieren que las colonias pueden ser difusas con bordes oliva a blanco con crecimiento de micelio en forma de esterillas.

Figura 5

Micelio de Cladosporium sp, de color verde oscuro a las 360 horas (quince días).



En PDA, el micelio a las 24 horas se aprecia de color oscuro, y la colonia mide 3mm de diámetro, a las 48 horas alcanza 4mm; la parte del centro se tiñe de color verde oscuro indicando madures de conidios; el micelio del borde de la colonia es de color cremoso oscuro, característica que indica la presencia de conidios inmaduros, como se muestra en la Figura 5.

b. Signo. El signo en medio de cultivo y en la hoja de chirimoyo, se aprecia como “moho gris”.

c. Estructuras somáticas. Posee hifas y conidióforos septados hialinos transparentes con ramificaciones terminales donde se diferencian los conidios ovoides unicelulares; así mismo Wu et al. (2014) refieren que microscópicamente el patógeno posee hifas delgadas, septadas, ramificadas hialinas marrones; que sostienen cadenas divididas de conidios unicelulares cilíndricos.

Figura 6

Hifa (h), conidióforos ramificados (cr) en el tercio superior, mostrando células alargadas y conidios en cadenas (c).



En la Figura 6, se muestra las hifas septadas, de color oscuro cristalino, conidióforos simples septados; en el tercio superior ocurren ramificaciones conformadas por células ovoides alargadas uní a bicelulares, en el ápice de estas se dejan ver los conidios unicelulares multiformes, unidos unos a continuación de otro, en todos ellos el color oscuro cristalino se intensifica; así mismo, Álvarez (2022) hace mención que para hacer el reconocimiento del género *Cladosporium*, se debe medir los conidióforos y células conidiógenas, así como las esporas, pero evaluando a la par, el crecimiento de la colonia en PDA, y observando características de color y la secreción de toxinas.

d. Identificación del patógeno. Empleando las claves de Barnett y Hunter (1998), y las peculiaridades y características morfológicas antes descritas, se logró determinar al género *Cladosporium*.

e. **Taxonomía.** Este género está incluido en la clase forma Deuteromycetes; orden Moniliales; familia Dematiaceae; genero *Cladosporium* sp. (Roncal, 1993).

f. **Patogénesis de *Cladosporium* sp.** Afecta a hojas del tercio inferior de ramas en producción, los signos se muestran como clorosis con manchas necróticas de color marrón claro a pajizo distribuidas indistintamente en la lámina foliar.

Al respecto Yan et al. (2007) mencionan el proceso de infección de *Cladosporium*, el cual acontece con la germinación del conidio; el tubo germinativo ingresa a una lenticela en el tejido cortical o a un estoma en la lámina foliar, roturando la pared celular por acción enzimática y ocasionando invaginación a la membrana.

Figura 7

*Necrosis del peciolo, nervadura principal y secundarias (A). Necrosis de nervaduras y parte del parénquima foliar, seguido de clorosis (B), causado por *Cladosporium* sp.*



En la Figura 7, se aprecian las infecciones causadas por *Cladosporium* sp., que ocurren en hojas del tercio medio de ramas en producción; el órgano susceptible es la nervadura

principal y secundarias, dando lugar a las necrosis pajizas oscuras en diferentes puntos del parénquima; considerando el proceso de sintomatología antes descrito, Agrios (2005) alude, que ocurrida la infección, el hongo se provee de alimento del contenido citoplasmático de la célula invadida a través de ósmosis; de esta manera, la hifa crece y se ramifica, difundiéndose a lo largo de los tejidos, metabolizando toxinas, responsables de la necrosis celular de la nervadura principal y la base de las nervaduras secundarias y de células adyacentes del parénquima foliar; finalmente la hoja termina necrosada y cae.

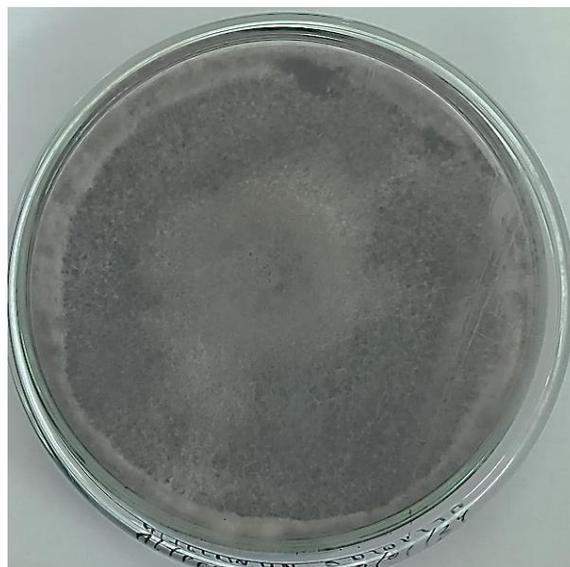
4.2 Patógenos en flores

4.2.1 *Alternaria* sp.

a. **Micelio.** En PDA, el micelio se aprecia de color gris oscuro; así mismo Rodríguez et al. (2013) mencionan, que el desarrollo de la colonia en medio de cultivo posee anillos concéntricos verdes oscuros, con desarrollo de micelio frondoso en todo el medio de cultivo.

Figura 8

Micelio de Alternaria sp, de color gris oscuro, a las 168 horas (siete días), en placa Petri.



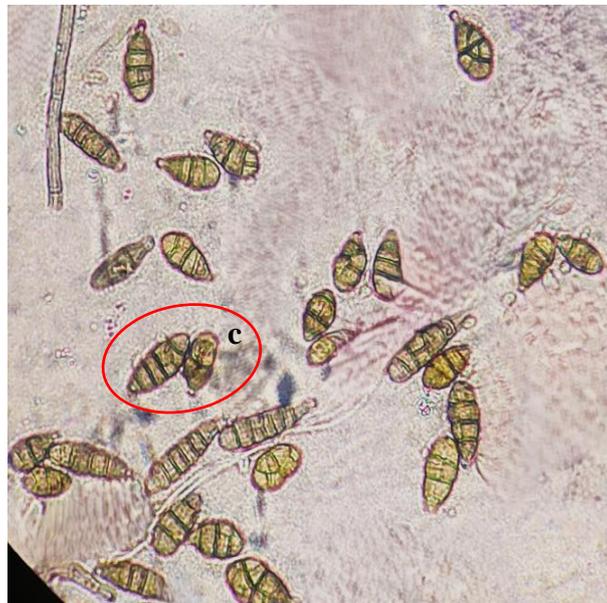
En medio PDA inicialmente se visualiza de color gris claro; entre 24 y 48 horas mide 3 a 5 mm de diámetro, cambia a marrón oscuro debido al crecimiento e inicio de maduración de conidios muriformes; entre 96 y 120 horas mide 5 a 6 cm, el micelio frondoso se colorea de verde oscuro, color característico por presencia de conidios maduros, como se muestra en la Figura 8.

b. Singo. El signo de este aislamiento corresponde a un “moho oscuro”.

c. Estructuras somáticas. Morfológicamente posee hifas, conidióforos septados con conidios muriformes y fusiformes de color amarillo oscuro; así mismo Barnett y Hunter (1998) mencionan que el microorganismo posee hifas, conidióforos simples oscuros y conidios grises, con septos longitudinales y transversales; de diversas formas.

Figura 9

Conidios ovoides, alargados, muriformes (c), de color marrón amarillento oscuro.



En la Figura 9, se visualiza una porción de hifa septadas, brillantemente coloreada de marrón claro; conidióforos simples septados; de color marrón amarillento; conidios

multiformes, ovoides alargados de color marrón amarillento oscuro, con septos transversales, formados hasta por ocho células; otros son piriformes muriformes, con diferente número de células que varía de dos a seis unidades.

Así mismo, Simmons et al. (2007) refieren que estas características corresponden a la identificación del género *Alternaria*; además el tamaño de conidios, patrones de esporulación, longitud de cadenas de conidios, patogenicidad y estudios moleculares, confirman la existencia patogénica de este género (Nishikawa & Nakashima, 2020).

d. Identificación del patógeno. Utilizando las claves de Barnett y Hunter (1998), descripciones y características morfológicas arriba descritas nos condujeron a determinar el género *Alternaria*.

e. Taxonomía. Se ubica en la clase forma Deuteromycete, orden forma Moniliales, familia forma Dematiaceae; género forma *Alternaria* (Roncal, 1993).

f. Patogénesis de *Alternaria* sp. Los primeros síntomas en flores se muestran como puntos cloróticos, los que posteriormente se agrandan y se necrosan de color marrón pajizo a oscuro, así mismo las zonas de estudio durante los meses de evaluaciones presentaba una humedad relativa de 62% y una temperatura promedio de 15 °C, a lo refiere, Agrios (2005) que para que se desarrolle la infección el patógeno requiere de una humedad relativa de 60 a 90% y temperaturas de 2° a 33°C.

Figura 10

Apertura floral con necrosis en sépalos (A). Necrosis generalizada de los sépalos, pedúnculo en proceso de necrosis (B), causado por Alternaria sp.



La Figura 10 muestra la sintomatología de *Alternaria* sp., como clorosis, marchitamiento, pequeñas manchas necróticas oscuras en sépalos, y necrosis generalizada de todo el órgano floral de color marrón pajizo a oscuro.

Al respecto, Rodríguez (2015) indica que los órganos florales muestran susceptibilidad, durante la apertura floral, donde el inóculo llega a cada flor a través del viento e insectos polinizadores; bajo condiciones de humedad y temperatura adecuada de la zona, el conidio germina dando origen a un tubo germinativo que ingresa por presión a los órganos florales, causando intoxicación y necrosis generalizada de color marrón oscuro, bajo este estado la flor muerta cae.

4.2.2 *Cladosporium* sp.

a. **Micelio.** Es de color verde oscuro con tonalidades cremas; así mismo Bensch et al. (2010) refieren que el hongo posee un micelio de color verde petróleo u oscuro, como consecuencia de la maduración de los conidios.

Figura 11

Micelio de Cladosporium sp, de color verde oscuro en medio de cultivo PDA, a las 288 horas (doce días).



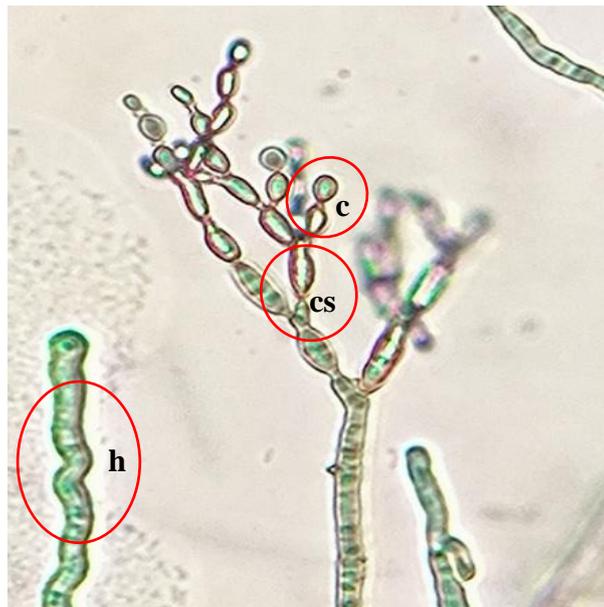
El micelio en medio de cultivo, al transcurrir las 24 horas mide 3mm de diámetro y es de color oscuro; transcurrido 48 horas, alcanza 4mm, tiñéndose la parte central de verde oscuro; los bordes son de color cremoso; entre 72 y 96 horas, cuando el micelio alcanza de 5 a 6 milímetros de diámetro, se tiñe de verde oscuro, resultado de la maduración de los conidios; este aislamiento cada 24 horas crece 1mm de diámetro y mantiene el color verde oscuro cómo es posible observar en la Figura 11.

b. Signo. El signo en medio de cultivo PDA y en las flores de chirimoyo, se aprecia como “moho gris”.

c. Estructuras somáticas. El patógeno posee hifas, conidióforos septados hialinos, con conidios unicelulares ovoides que emergen de las ramificaciones terminales. Roncal (1993) refiere que los conidióforos son simples filamentosos, con ramificación terminal, donde se diferencian los conidios unicelulares en cadenas.

Figura 12

Hifas (h) y conidióforo septado (cs) con ramificación terminal, en cuyo ápice se forman los conidios unicelulares en cadena (c).



En la Figura 12, se observan hifas septadas, de color gris cristalino; conidióforos simples septados, con ramificación terminal; la última célula del conidióforo se ramifica, dando origen a una o dos ramas, es decir mono o bicelulares; a partir del ápice de esta rama, se va formando otra ramificación ovoide alargada, que contiene a conidios multiformes en cadena de color gris oscuro; así mismo Bensch et al. (2012) refieren que la ramificación terminal del conidióforo formando por células cilíndricas, separados entre sí, por una sola célula

conidiogénica corresponde al género *Cladosporium*; además, Fisher y Cook (2001) determinaron que los conidióforos de este género tienen longitud variable y que las ramificaciones terminales son de color verde claro y con conidios ovales formando pequeñas cadenas.

d. Identificación del patógeno. Haciendo uso de las claves de Barnett y Hunter (1998), y con las características morfológicas descritas en la Figura 12, se logró determinar al género *Cladosporium*.

e. Taxonomía. Este género está incluido en la clase forma Deuteromycetes; orden Moniliales; familia Dematiaceae; género *Cladosporium* sp. (Roncal, 1993).

f. Patogénesis de *Cladosporium* sp. El proceso de infección en flores se manifiesta con pérdida del color verde natural de sépalos y pedúnculo, producto de la intoxicación de las células; primero mueren los sépalos adquiriendo color pajizo, los pedúnculos pierden su color, adquiriendo paulatinamente la pigmentación amarilla, finalmente se necrosa de color pajizo claro y cae. Así mismo Álvarez (2023) señala que la infección tiene lugar cuando los conidios de *Cladosporium* sp., llegan a la superficie de los botones florales, transportados por el viento y adosándose a la superficie basal de los sépalos pubescentes, bajo condiciones de humedad y temperatura de la zona, específicamente humedad relativa mayor a 70% y temperatura oscilante entre 18 – 22°C.

Figura 13

Apertura floral con infección de sépalos y pistilos (A). Necrosis generalizada de sépalos, androceo y gineceo; pedúnculo floral en proceso de necrosis(B), causado por Cladosporium sp.



En la Figura 13, se observa los síntomas de *Cladosporium sp*, inicialmente como pequeñas manchas pajizas necróticas de sépalos, pasado el tiempo la necrosis se generaliza en toda la flor, metabolizando toxinas las mismas que se difunden a los órganos que conforman la flor e incluso al pedúnculo.

Al respecto Roncal (2004) señala que la infección tiene lugar cuando el tubo germinativo del conidio ha ingresado a los estomas; y se establece primeramente en la cámara sub estomática, y a medida que agota el alimento en estado de conidio, el tubo germinativo se transforma en hifa, de una célula de éste emerge el primer haustorio, que rotura a la pared celular por acción enzimática y se provee de alimento, bajo estas condiciones las hifas crecen y se ramifican por los espacios intercelulares, alimentándose a través de haustorios.

4.2.3 *Fusarium* sp.

a. **Micelio.** En medio PDA, se aprecia de color blanco cremoso con crecimiento hacia arriba; así mismo Tapia et al. (2014) refieren que, en medios de cultivo se visualiza el diámetro de las colonias, morfología y pigmentos de color café, rojo, violeta, naranja, gris, blanco, dependiendo de la especie.

Figura 14

Micelio de Fusarium sp, de color blanco cremoso en medio PDA, a las 144 horas (seis días).



Micelio de crecimiento lento; inicialmente en PDA, a las 24 horas aún no se aprecia micelio, a las 48 horas se deja ver frondoso, de 5 mm de diámetro, de un color blanco cremoso; a las 72 horas, la colonia mide 1.2 cm de diámetro, con crecimiento micelial hacia arriba de color blanco algodónoso; entre 96 y 120 horas, crece de 4-5 cm de diámetro, se muestra frondoso de color blanco cremoso en los extremos de la colonia; a las 144 horas el micelio cubre el total de la placa Petri, mostrándose frondoso de color blanco lechoso como se deja ver en la Figura 14.

b. Signo. El signo en medio natural y artificial, se muestra como “moho algodonoso”.

c. Estructuras somáticas. El patógeno posee hifas y conidióforos septados con conidios en forma de canoa; a lo que Nirenberg y O’Donnell (1998), aluden que los conidióforos terminan en fiálides que son semejantes a botellas en cuya parte apical se distinguen los conidios.

Figura 15

Hifas (h), conidióforos con fiálides pequeñas (cf), soportando conidios en proceso de crecimiento y conidios sueltos en forma de canoas (c).



En la Figura 15, se observa la presencia de hifas hialinas septadas, conidióforos pequeños, que soportan fiálides, en cuya parte apical se diferencia, crece y desarrolla conidios; éstos inicialmente son unicelulares hialinos, posteriormente terminan los conidios terminan

hasta con siete células y en forma de canoa; la porción basal de la célula que se une a la fiálide tiene la forma de talón de pie.

Al respecto, Blackwell (2006) describe que las fiálides del género *Fusarium*, pueden ser delgadas cortas o largas en forma de botella; simples o ramificadas sobre los cuales se forman los macroconidios medianos, hialinos y septados.

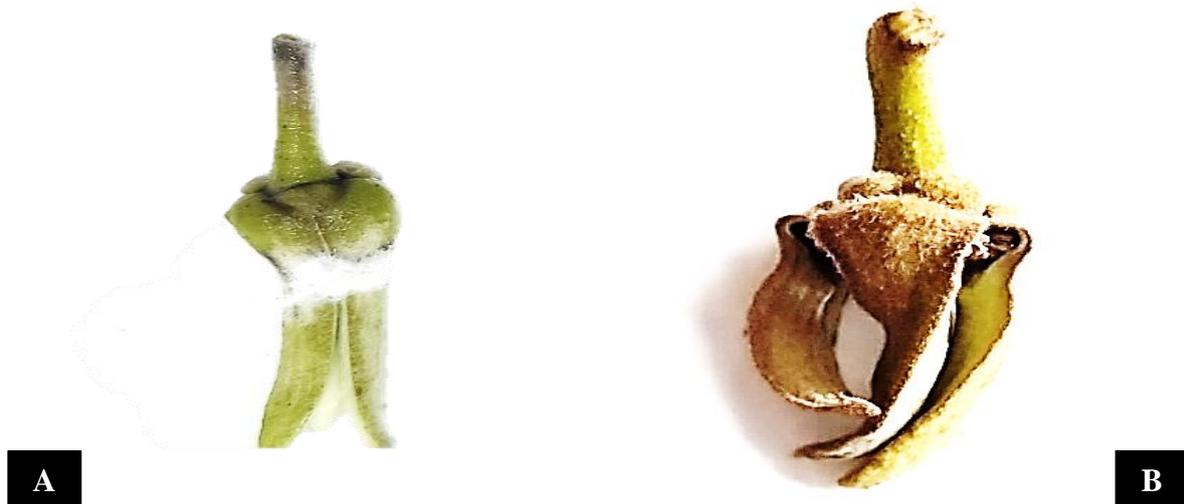
d. Identificación del patógeno. Mediante la descripción de las características macroscópicas y considerando las claves de Barnett y Hunter (1998), se determinó que este patógeno corresponde al género *Fusarium*.

e. Taxonomía. Está incluido en la clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Tuberculariaceae, género forma *Fusarium* (Roncal, 1993). Especie *F. sp.* (Agrios, 1996).

f. Patogénesis de *Fusarium sp.* El micelio se puede ver de color blanco sobre los sépalos de las flores, que subsiguientemente se necrosan de color marrón pajizo a oscuro comprometido todo el órgano floral.

Figura 16

*Apertura floral con presencia de moho blanco algodonoso y principio de necrosis (A). Necrosis pajiza generalizada de sépalos e inicio de necrosis de pedúnculo floral (B) causado por *Fusarium* sp.*



En la Figura 16, la infección de *Fusarium* sp., en flores de chirimoyo, posiblemente se debió, a que la hifa del hongo llegó a la flor, a través xilema, desde el sistema radicular, atravesando tallo, ramas y ramitas; ocurriendo necrosis del pedúnculo floral, en proceso de diferenciación y diferenciado; causando las necrosis marrones pajizas, característica de estos órganos, que terminan cayendo. Así mismo, especulamos que las infecciones en flores ocurren a través del conidio, transportado por el viento e insectos, afectando a flores apertura das.

En referencia a lo antes descrito Agrios (2005) menciona que se tiene conocimiento que el género *Fusarium*, en los albores de la agricultura, tuvo comportamiento saprófito, degradando a la materia orgánica vegetal muerto; en la actualidad las diferentes especies patógenas sobreviven como saprófitos en restos vegetales del suelo, favorecidos por altas humedades y fuertes lluvias.

En la literatura fitopatológica, internacional no existen reportes de fusariosis en flores, consideradas excepciones de estos patógenos. Con este principio tenemos la oportunidad de contribuir que en el presente trabajo reportamos este tipo de infección.

4.3 Patógenos en frutos

4.3.1 *Cephalosporium* sp.

a. **Micelio.** En medio de cultivo se muestra de color crema con textura algodonoso; estas características coinciden con los reportes de Rippon (1980), quien menciona que macroscópicamente el moho es hialino y las colonias son de crecimiento acelerado, algodonosas, blancas, grisáceas con tonalidades gris amarillentas.

Figura 17

Micelio de Cephalosporium sp, de color blanco cremoso a las 144 horas (seis días), en medio PDA.



En medio PDA, el micelio entre 24 y 48 horas no se aprecia; este crecimiento ocurre entre 48 y 72 horas, se muestra el micelio algodonoso blanco con 2.5 mm de diámetro; entre

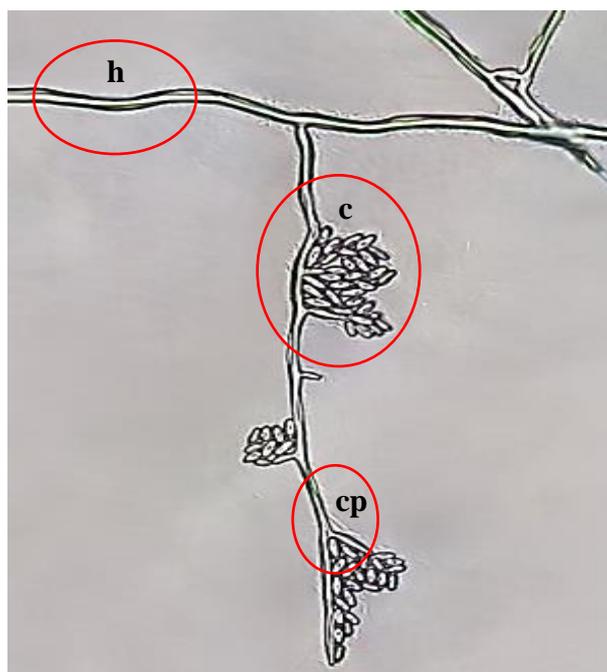
96 y 120 horas el micelio crece de 2-3 cm de diámetro, manteniendo el color inicial; a las 144 horas, el micelio algodonoso desarrolla 5cm de diámetro de color blanco cremoso según lo detallado en la Figura 17.

b. Signo. El signo en los frutos se aprecia como “moho algodonoso”.

c. Estructuras somáticas. Macroscópicamente posee hifas y conidióforos septados hialinos oscuros con conidios agrupados en masa en forma de racimos; las características somáticas antes descritas, según Romero (1988) se relacionan con el género *Cephalosporium*, quien posee conidióforos delgados, simples y relativamente cortos, que germinan de hifas cenocíticas fértiles; los conidios son incoloros, elípticos o alargados que se desarrollan en la parte apical del pequeño conidióforo, constituyendo una especie de racimo debido a la segregación líquida pegajosa que emana el conidióforo.

Figura 18

Hifas (h), conidióforos pequeños (cp), conidios agrupados, unicelulares, ovoides alargados, adheridos en una masa mucilaginosa (c).



En la Figura 18, se observan hifas y conidióforos septados, hialinos y semejantes en grosor; con conidios unicelulares ovoides alargados, según (Barnett & Hunter, 1980) estos miden de 4 – 12 x 2-3 μ m; los conidios se forman en pequeños conidióforos, a medida que crecen se desprenden quedando adheridos al conidióforo en una masa mucilaginosa, de esta manera se aprecian a los conidios agrupados.

d. Identificación del patógeno. Usando las claves de identificación propuestos por Barnett y Hunter (1998) y las descripciones antes mencionadas, determinamos que este aislamiento corresponde al género *Cephalosporium*.

e. Taxonomía. Pertenece a la clase Deuteromycetes, orden Moniliales, familia Moniliaceae, género *Cephalosporium* sp., (Romero, 1988).

f. Patogénesis de *Cephalosporium* sp. La infección se aprecia en frutos en estado de maduración de consumo, como pequeñas manchas oscuras que posteriormente se generalizan y el fruto empieza a descomponerse; a lo que Martínez et al. (2017) refieren que, el ablandamiento de la fruta constituye un medio adecuado para que prospere *Cephalosporium* sp., acelerando el proceso de degradación del fruto de chirimoyo.

Figura 19

*Formación superficial de moho algodonoso de color blanco (A). Epicarpio necrosado y pulpa de color crema oscuro (B) causado por *Cephalosporium* sp.*



En la Figura 19, se observan las infecciones en frutos de chirimoyo, por *Cephalosporium* sp., que se muestran en el proceso de maduración en planta, principalmente en la variedad “Cumbe”, incorporada a la zona de Asunción y en los eco tipos cultivados en San Juan, con tipo de epicarpio impresa y umbonada, ambas de piel casi liso; a medida que pasa el tiempo se estima la formación del micelio superficial del hongo como moho de color blanco algodonoso; destruido el epicarpio, la pulpa cambia de color blanco a marrón anaranjado y adquiere sabor amargo.

Al respecto Achon et al. (2008) mencionan que la infección inicia, cuando el conidio en la superficie del epicarpio del fruto, en proceso de maduración fisiológica, encuentra a las células de las epidermis ablandadas, como consecuencia del proceso de maduración de consumo.

4.4 Patógenos en ramitas

4.4.1 *Fusarium* spp.

a. **Micelio.** En PDA, se aprecia de color crema con tonalidades amarillentas; además Brett et al. (2003) mencionan que el micelio tiene la apariencia algodonosa y por lo general son de color blanco.

Figura 20

Micelio de Fusarium spp, de color blanco cremoso, en PDA; a las 168 horas (siete días).



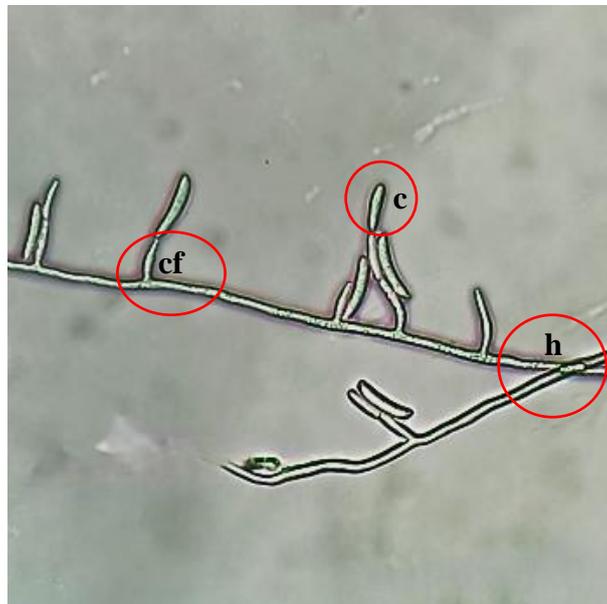
El micelio en PDA se muestra a partir de las 48 horas, cuyo crecimiento fue de 1 cm de diámetro, de consistencia algodonosa de un color blanco cremoso; a las 72 horas, incrementó su tamaño a 3 cm, de color blanco; entre 96 y 120 horas crece de 5 a 6 cm de diámetro, no cambiando el color característico, pero el borde de la colonia se aprecia de color blanco cremoso; a 168 horas el micelio coloniza la totalidad en la caja Petri de color cremoso, como se muestra en la Figura 20.

b. Signo. Porciones de ramitas, con necrosis de tejido cortical, dispuesto en cámara húmeda permiten generar el signo en forma de “moho algodónoso” con un color blanco.

c. Estructuras somáticas. Posee hifas y conidióforos septados con conidios unicelulares inicialmente y luego septados; referente a las características antes mencionadas, según Sánchez et al. (2022) están relacionadas con el género *Fusarium*, debido a que posee microconidios unicelulares de 2 a 3 μm , originados en los ápices de las fiálides; además este tipo de hongos poseen hifas hialinas septadas y macroconidios multicelulares, en forma de bote, hoz o banana.

Figura 21

Hifas (h), conidióforos en fiálides (cf), en cuyo extremo se diferencian los conidios alargados en forma de canoa (c).



En la Figura 21, se distinguen hifas septadas, conidióforos septados no ramificados, en la parte superior de este se diferencia, crecen y desarrollan los conidios, los cuales inicialmente

son unicelulares ovoides, posteriormente termina en modo de canoa y con septos transversales cristalinos.

d. Identificación del patógeno. Siguiendo las claves de identificación de géneros fungos de Barnett y Hunter (1998); las características morfológicas de este aislamiento nos condujeron a determinar el género *Fusarium*.

e. Taxonomía. Está incluido en: reino Fungi; clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Tuberculariaceae, género forma *Fusarium* (Roncal, 1993).

4.5 Patógenos en ramas

4.5.1 *Fusarium* spp.

a. Micelio. Se precisa que en medio de cultivo se aprecia de un color blanco cremoso, con tonalidades oscuras amarillentas; al respecto Pérez et al. (2014) refieren que las colonias del género *Fusarium*; son de crecimiento acelerado, que en una semana pueden colonizan la placa de agar y dependiendo de la especie las coloraciones de las colonias son variables, pueden ser blanquecinas, cremas, anaranjadas, rosas, rojizas, púrpuras.

Figura 22

Micelio de Fusarium spp, de color crema, con dos anillos concéntricos de color crema amarillento, a las 144 horas (seis días), en medio PDA.



En medio PDA el micelio se visualiza a partir de las 48 horas, formando una colonia de un color blanco algodonoso de 1.5 cm de diámetro; transcurrido 72 horas, se aprecia de crecimiento levantado, alcanzando la colonia 4 cm diámetro, el color blanco cambia a crema claro; de 96 a 120 horas crece 5 a 6 cm, en la parte central, se incrementa el color crema, mientras que el micelio del contorno es de color crema claro; la pigmentación del micelio central es producto de la maduración de conidios; a las 144 horas el micelio coloniza la totalidad de la placa, diferenciándose dos anillos concéntricos de color crema amarillento, producto de la maduración de conidios; el micelio blanco algodonoso de la parte central de la colonia, indica la presencia de micelio joven producto de germinación de conidios de las primeras cosechas, como se muestra en la Figura 22.

b. Signo. Porciones de ramas con síntomas de tejido cortical necrosado, dispuestos en cámaras húmedas, se consiguió apreciar el signo “moho”, constituido de micelio de color blanco algodonoso.

c. Estructuras somáticas. Macroscópicamente posee hifas y conidióforos septados hialinos con conidios alargados en forma de canoa; asimismo Agrios (2005) refiere que hay dos tipos de conidios: macroconidios y microconidios.

Figura 23

Hifas (h) y conidióforos mayormente simples (cs), que soportan a conidios con ligera curvatura en forma de canoa (c).



La Figura 23, muestran las hifas septadas transparentes, que de trecho en trecho se distinguen los conidióforos de diferente tamaño; algunos poseen una pequeña ramificación. En los ápices del conidióforo, en una porción intercalar del mismo conidióforo se diferencian, crecen y desarrollan los conidios, que inicialmente son esféricos hialinos, cambiando a ovoides uní y bicelulares, posteriormente el crecimiento en longitud da origen a conidios con cinco

células en forma de canoa recta. En este patógeno se ha visualizado que, al germinar una célula del conidio, el tubo germinativo tiende a unirse a alguna célula del conidio vecino formando una auténtica anastomosis, como se muestra en la Figura 23.

Los reportes de Pinaría et al. (2010) se relacionan con la descripción morfológica del patógeno aislado de ramas; precisando que este hongo, produce conidióforos curvados, fusiformes, con crecimiento de célula apical aguda y en algunas especies, la célula basal en forma de pie corresponde al género *Fusarium*.

d. Identificación del patógeno. Siguiendo las claves de identificación de los autores Barnett y Hunter (1998); y los rasgos morfológicos de micelio y estructuras de este aislamiento nos condujeron a establecer el género *Fusarium*.

e. Taxonomía. Está incluido en: reino Fungi; clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Tuberculariaceae, género forma *Fusarium* (Roncal, 1993).

4.6 Patógenos en tallos

4.6.1 *Fusarium* spp.

a. Micelio. Se visualiza en medio de cultivo de color blanco cremoso con tonalidades oscuras y frondoso; así mismo Hernández et al. (2019) indican que la falta de nutrientes en un medio de cultivo influye sobre la coloración y la formación de estructuras somáticas en el micelio.

Figura 24

Micelio de Fusarium spp, en PDA, de color crema oscuro, con presencia de dos círculos concéntricos; a las 168 horas (siete días).



En PDA, el micelio se diferencia a las 48 horas de color blanco cremoso y de crecimiento levantado, de 1.5 cm de diámetro; a las 72 horas se incrementa el tamaño llegando a medir 3.5 cm, manteniendo el color; entre 96 y 120 horas crece 4.8 a 5.5 cm, en la parte central, se tiñe de crema oscuro, alrededor se mantiene el color blanco cremoso; a las 168 horas, alcanza la colonización completa de la caja Petri, se uniformiza el color crema oscuro y la presencia de dos círculos concéntricos, encerrando al micelio de crema oscuro, es indicador de maduración de conidios; el color blanco cremoso, del micelio central, indica que existe micelio joven, producto de germinación de conidios de las primeras cosechas; el micelio en los bordes es de color crema amarillento, como se aprecia en la Figura 24.

b. Signo. En porciones de tallos necrosados y dispuestos en cámaras húmedas, se aprecia el micelio de color blanco algodonoso denominado signo “moho”.

c. Estructuras somáticas. Somáticamente está conformado por hifas y conidióforos con presencia de septos con conidios que se van formando a partir de las cortas fiálides o conidióforos; esta descripción de las características morfológicas de este aislamiento se relaciona con la apreciación de Villalobos et al. (2009), quienes precisan que este género posee hifas con diferenciación de fiálides delgadas en forma de botella, que pueden ser simples o ramificadas, en cuya parte superior se diferencia y crecen los conidios; características que están representadas por el género *Fusarium*.

Figura 25

Hifas septadas (hs), transparentes, formando anastomosis, conidióforos en fiálides (cf), en cuyo extremo se diferencian los conidios en forma de canoa (c).



En la Figura 25, se visualiza hifas septadas transparentes, con peculiaridad de hacer anastomosis; generalmente, los conidióforos en fiálides pequeños y sin ramificaciones, en la porción apical se diferencian, desarrollan y crecen los conidios; inicialmente unicelulares esféricos, luego ovoides, a medida que crecen se alargan y se septan, formando de esta manera

conidios en forma de canoa con cuatro células, que al madurar incrementan el color, apreciándose brillantemente coloreados.

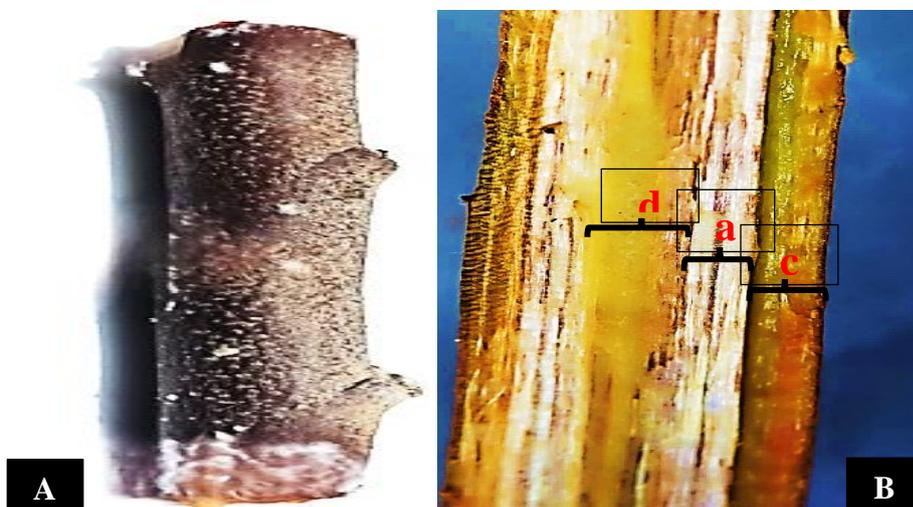
d. Identificación del patógeno. Las características morfológicas de este patógeno, comparadas con las claves de identificación de Barnett y Hunter (1998), nos permitió determinar al género *Fusarium*.

e. Taxonomía. Está incluido en la clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Tuberculariaceae, género forma *Fusarium* (Roncal, 1993). Especie *F. sp.* (Agrios, 1996).

f. Patogénesis de *Fusarium spp.* (Fusariosis en tallos, ramas y ramitas). La infección tiene lugar cuando inóculo germina un tubo de germinación en el xilema que por la solución suelo va a ser distribuido a la parte foliar y se manifiesta con la consecuente muerte regresiva de ramitas, ramas y tallos, estas características coinciden con los reportes de (Roncal, 2004).

Figura 26

*Necrosis generalizada del tejido cortical de tallo de chirimoyo (A). Corte longitudinal del tallo, mostrando corteza (c), albura (a) y duramen (d) necrosados (B), causado por *Fusarium sp.**



En la Figura 26 (A), los tallos muestran la corteza de color marrón claro, además de la presencia de moho blanco algodonoso que corresponde al micelio del hongo; mientras que en la Figura 26 (B), en corte longitudinal los tallos infectados muestran la pudrición de la corteza de color marrón claro, albura blanco cremoso y duramen marrón amarillento.

Figura 27

Tallo en corte transversal, sin infección por Fusarium sp. (A). Tallo en corte transversal mostrando tejido cortical en proceso de infección (tc), albura y duramen con áreas de tejidos necrosados de color oscuro (ab), causado por Fusarium sp. (B).

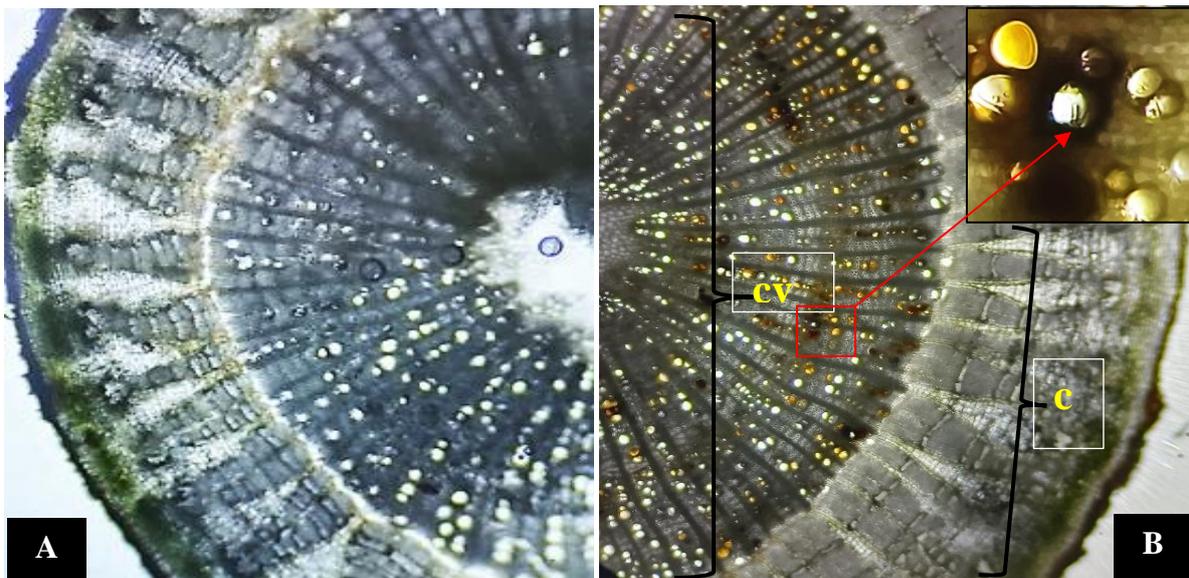


En la Figura 27 (A), en corte transversal visto al estereoscopio se muestra el tallo sano sin infección por *Fusarium* spp. En la Figura 27 (B), en corte transversal se aprecia el proceso de infección de tallos, ramas y ramitas, que ocurre secuencialmente en células de la corteza, albura y duramen; la corteza necrosada se muestra de color negro y cuando está completamente deshidratada se pulveriza, el albura se muestra de color amarillo oscuro y el duramen con puntos necróticos de color negro que comprometen a la médula del tallo.

Al respecto Ploetz et al. (2007) refieren que las hifas de *Fusarium* spp., al infectar las células de las paredes internas del xilema, se alimentan a través de haustorios, generando micotoxinas, las que llegan a conformar la solución suelo y de esta manera ser distribuidas a todos los órganos de la planta; manifestando los primeros síntomas en el área foliar como clorosis apical, clorosis de bordes de hoja, seguido de marchites, necrosis generalizada del parénquima de color pajizo y muerte regresiva de ramas terciarias secundarias y tallos.

Figura 28

Corte de tallo sin infección de *Fusarium* sp., observado al microscopio (A). Necrosis generalizada del tejido cortical (c) y cilindro vascular (cv) en tallo afectado por *Fusarium* sp.(B).



La Figura 28 (A), precisa el corte transversal de un tallo sano, dejando ver corteza y células de xilema y floema sin presencia de infecciones por *Fusarium* spp. La Figura 28 (B), se observa el proceso de infección de la corteza necrosada de color marrón pajizo quebradiza

y de células del xilema necrosadas de color marrón claro a oscuro; cuando avanza la patogénesis se necrosa el floema.

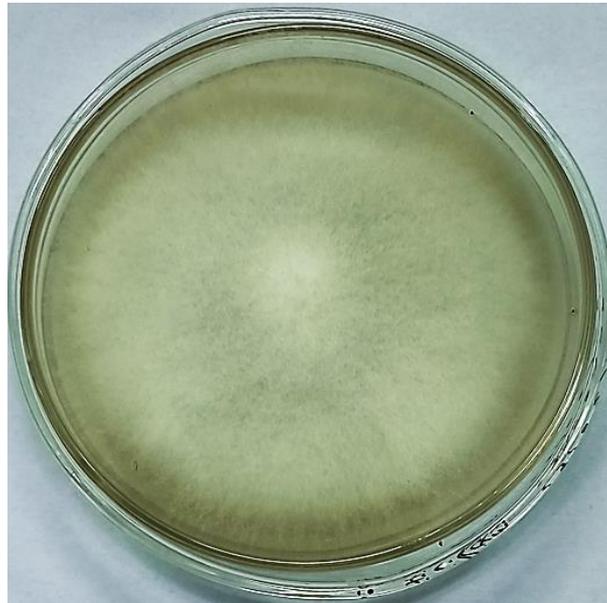
En referencia a lo antes descrito, Leslie et al. (2006) mencionan que *Fusarium* spp., como patógeno produce metabolitos que están asociados a las infecciones vasculares de los hospederos; que inician con la germinación del inóculo cuando la temperatura oscila en 25 – 26°C y alta humedad del suelo, bajo estas condiciones el tubo de germinación, ingresa por las lenticelas, apertura de los pelos absorbentes del sistema radicular y es transportado por la solución suelo a toda la planta, de esta manera da origen a la infección manifestándose posteriormente en necrosis foliares (Roncal, 1993).

4.6.2 *Verticillium* sp.

a. Micelio. El micelio es blanco algodonoso con tonalidades oscuras; además Roncal (2004), menciona que las colonias pueden tener un anillo concéntrico de color crema oscuro o amarillento que se va a formar desde los 5 días de iniciada la incubación, la coloración es debido a la maduración de conidios. Además, Barron, (1968) reportó que el género *Verticillium*, en medio de cultivo presenta micelio amarillento algodonoso; y los conidios agrupados en una masa mucilaginosa como pequeñas gotitas de agua.

Figura 29

Micelio de Verticillium sp, de color blanco algodonoso en el centro, con bordes oscuros, en la pared de la placa Petri, en medio PDA, a las 360 horas (quince días).



El micelio en PDA se aprecia transcurrido 24 horas después de la siembra; es color blanco, entre 24 y 48 horas, la colonia mide 1.5 mm de diámetro y se muestra de forma algodonosa; entre 72 y 96 horas, el diámetro de crecimiento de la colonia es de 1.2 a 2.6 cm; mostrándose extendida en la superficie del medio de cultivo, de esta manera llena el diámetro de la placa Petri; esta apariencia no cambia con el tiempo tal como se muestra en la Figura 29.

b. Signo. El signo en porciones afectadas del tallo, dispuestos en cámara húmeda se aprecia como “moho algodonoso”, de color blanco.

c. Estructuras somáticas. En el tercio superior del conidióforo filiforme, se diferencian verticilos de 1- 5 unidades; que tienen la función de fiálide; en cuya parte terminal se diferencia y desarrollan los conidios unicelulares ovoides irregulares agrupados uno a continuación de otro, estas características coinciden con los reportes de (Barnett,1960).

Figura 30

Hifas (h) y conidióforos con ramificación verticilada en esterigmas (cv), en cuyos ápices se desarrollan los conidios en forma continua (c).



En la Figura 30, se distinguen hifas con septos bien diferenciados; las células de las hifas que dan origen a los conidióforos se aprecian de mayor tamaño, con la emergencia del conidióforo septado, es común diferenciar el primer septo basal. Los conidióforos muestran crecimiento indefinido, ramificándose en forma verticilada a la altura de los septos, a estas ramificaciones se los denomina esterigmas, que en si vienen a ser fiálides, que terminan en punta; los conidios unicelulares esféricos y ovoides crecen y desarrollan en los ápices del esterigma, en forma continua, quedándose adheridos en una masa mucilaginosa.

Referente a la descripción del párrafo anterior, Agrios (2005) lo relaciona con el género *Verticillium*; quien describe que este tipo de hongo presenta hifas septadas, hialinas o grises, con conidióforos rectos, ramificados en verticilos de una a cinco unidades, que funcionan como fiálides; en cuyo ápice se diferencia los conidios unicelulares, hialinos, cilíndricos, elipsoides.

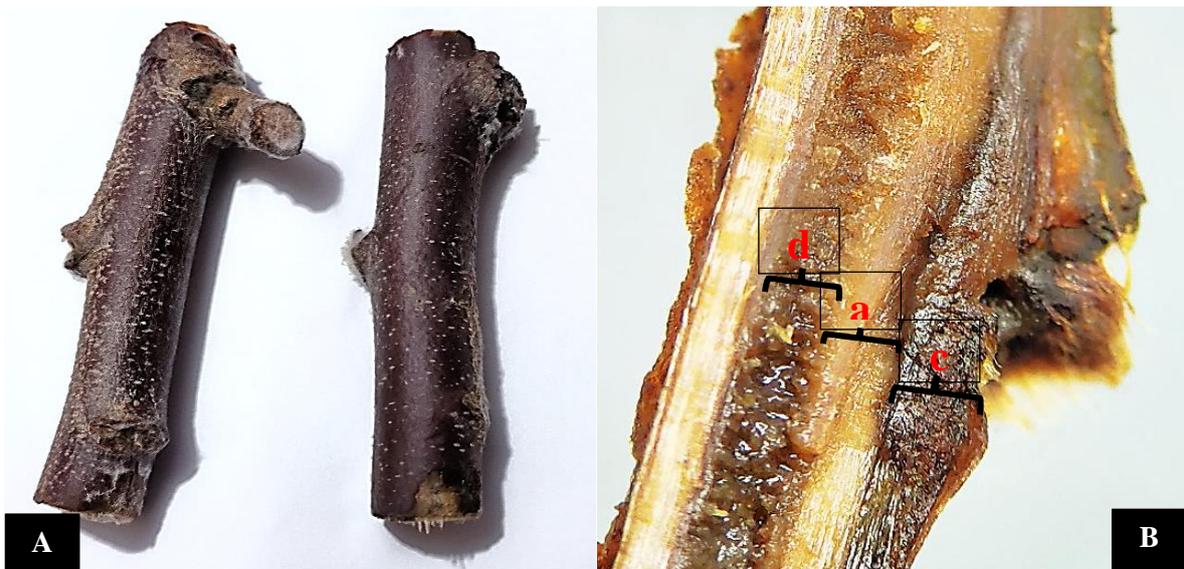
d. Identificación del patógeno. Utilizando las claves de Barnett y Hunter (1998), al ser comparadas con las características morfológicas descritas anteriormente nos condujeron a determinar el género *Verticillium*.

e. Taxonomía. Se encuentra clasificado en clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Moniliaceae, género *Verticillium*, especie *Verticillium* spp. (Roncal, 2004).

f. Patogénesis de *Verticillium* sp. Las plantaciones jóvenes y en producción de chirimoyo, de las localidades de Asunción y San Juan, muestran susceptibilidad a *Verticillium* sp., los síntomas en el follaje se muestran como clorosis generalizada, marchites, necrosis pajiza, defoliación y muerte regresiva de ramitas; estos síntomas coinciden con el reporte de Roncal (2004).

Figura 31

*Necrosis generalizada del tejido cortical de tallo de chirimoyo (A). Corte longitudinal del tallo, mostrando corteza (c), albura (a) y duramen (d) necrosados (B), causado por *Verticillium* sp.*



En la Figura 31 (A), se observa a ramas y tallos de plantas afectadas, que muestran el tejido cortical de color oscuro no brillosos, en la Figura 31 (B), en corte longitudinal, se aprecia la epidermis de la corteza de color negro, el tejido que corresponde al parénquima es de color marrón claro a marrón vinoso; el duramen es de color pajizo amarillento y la parte central de color marrón acaramelado.

Al respecto, Agrios (2005) señala que el patógeno tiene la oportunidad de causar infección siempre y cuando el conidio germine y cuando el hospedero prospera en suelos con materia orgánica que permiten la retención de humedad; bajo estas condiciones los exudados radiculares son el medio ideal para el brotamiento de los microesclerocios, causando la colonización de las raíces; bajo temperaturas de 13 a 26 °C , se distribuye verticalmente desde el lugar de infección hasta la parte aérea de la planta (Pinto & English, 2004).

Figura 32

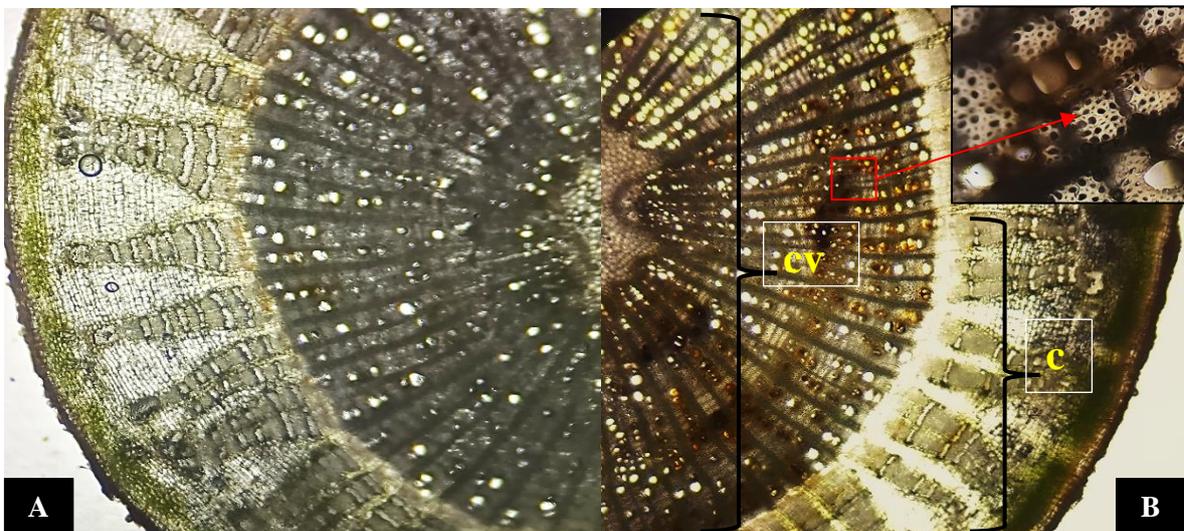
Tallo en corte transversal, sin infección por Verticillium sp. (A). Tallo en corte transversal mostrando parte del tejido cortical necrosado de color marrón claro a oscuro (tc), cambium necrosado de color negro (c) albura y duramen parcialmente necrosado de color pajizo y área de color oscuro (ab), causados por Verticillium sp. (B).



En la Figura 32 (A), en corte transversal visto al estereoscopio se muestra el tallo sano dejando ver la epidermis de la corteza de color verde oscuro, parénquima cortical de color amarillo claro, el espacio que conforma el cambium de color crema y duramen con anillos cremas sin manchas necróticas. En la Figura 32 (B), se observa el proceso de infección causado por *Verticillium* sp., que ocurre secuencialmente en células de la corteza, albura y duramen; la corteza necrosada se observa de color marrón oscuro y quebradiza; el espacio que conforma el cambium de color negro, duramen con anillos necróticos oscuros y puntuaciones de color rojo vinoso a marrón claro que corresponden a los haces conductores xilema y floema.

Figura 33

Corte de tallo sin la presencia de Verticillium sp., observado al microscopio (A). *Necrosis generalizada de la corteza (c), y cilindro vascular (cv) afectado por Verticillium* sp.(B).



En la figura 33 (A), se observan el corte transversal de tallo sano, dejando ver la epidermis de la corteza de color verde oscuro y células de los haces conductores sin proceso de infección. Mientras que en la figura 33 B), se observa el proceso de infección por *Verticillium* sp, donde la epidermis de la corteza es de color negro con parénquima cortical de

un color marrón claro y las células de xilema y floema necrosadas de color negro oscuro a marrón pajizo oscuro.

Al respecto, Rodríguez (2006) refiere que el proceso de infección inicia cuando el inóculo ingresa al xilema y germina formando hifas, que se distribuyen entre los espacios celulares de este conducto, degradando la pared celular y afectando la permeabilidad de la membrana; debido a la producción de polisacáridos; las micotoxinas en el xilema conforman la solución, llegando a afectar el follaje en forma de clorosis, seguido de marchites, defoliación y muerte regresiva de ramitas, ramas y tallo (Roncal, 2004); estos órganos en corte transversal muestran la secuencia de la necrosis en forma de anillos de color marrón claro a marrón oscuro (León, et al., 2019).

4.7 Patógenos en la raíz

4.7.1 *Fusarium* spp.

a. Micelio. En PDA, se muestra el micelio algodonoso de color crema oscuro con tonalidades amarillentas grises; así mismo, Leslie et al. (2006) refieren que en medios de cultivo el micelio se observa terso, algodonoso, con pigmentaciones, purpura, amarillo, marrón y rojo.

Figura 34

Micelio de Fusarium spp, de color blanco cremoso de apariencia algodonosa, con tonalidades amarillentas oscuras, a las 168 horas (siete días), en PDA.



En medio PDA, el crecimiento del micelio, se aprecia a partir de las 48 horas, midiendo 1 cm de diámetro; por naturaleza es frondoso de crecimiento hacia arriba y de color blanco cremoso, indicando maduración de conidios y en los bordes el micelio joven tiene un color blanco; a las 72 horas el diámetro de la colonia se incrementa llegando a medir 3 cm, y de color blanco cremoso de apariencia algodonosa; entre las 96 y 120 horas la colonia mide de 4 a 5 cm respectivamente, manteniendo el color y a las 168 horas, el micelio coloniza la totalidad de la placa Petri, adquiriendo tonalidades amarillentas verdosa, distribuidas indistintamente en el micelio blanco cremoso, como se aprecia en la Figura 34.

b. Signo. Para obtener el signo de este aislamiento, se utilizaron porciones de raíces con tejido cortical parcialmente necrosado; transcurrido 48 a 72, se apreció el desarrollo del signo “moho” de color blanco cremoso.

c. Estructuras somáticas. Morfológicamente presenta hifas, conidióforos septados hialinos y fiálides con conidios alargados transparentes; las características antes descritas corresponden al género *Fusarium*, como lo precisan, Castro y Coelho (2000), quienes mencionan que de las hifas emergen fiálides, unicelulares donde se disponen conidios en cadenas.

Figura 35

Hifas (h) y conidióforos simples con fiálides (cf), que sostienen conidios que, al germinar, los tubos de germinación hacen anastomosis (c).



En la Figura 35, se dejan ver hifas brillantemente coloreadas, con septos medianamente notorios. Los conidióforos son simples generalmente unicelulares, sobre el cual se distingue hasta tres fiálides, que dan origen a la diferenciación, crecimiento y desarrollo de conidios; estos germinan tubos germinativos que hacen anastomosis con las hifas vecinas; característica peculiar de este aislamiento. Los conidios inicialmente son ovoides unicelulares, a medida que crecen incrementan sus septos, dando origen a conidios tetracelulares, en forma de canoa recta.

Además, este tipo de hongos producen clamidosporas, estructuras que ayudan a la identificación y caracterización de especies de *Fusarium* (Barreto, 2018).

d. Identificación del patógeno. Empleando las claves de Barnett y Hunter (1998), y comparadas con las características morfológicas descritas precedentemente nos condujeron a determinar el género *Fusarium*.

e. Taxonomía. Está incluido en la clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Tuberculariaceae, género forma *Fusarium* (Roncal, 1993). Especie *F. sp.* (Agrios, 1996).

f. Patogénesis de *Fusarium sp.* Las infecciones por *Fusarium sp.*, inicialmente se aprecian en raicillas de 1 a 2mm de diámetro; apreciándose primero, en forma de puntitos oscuros indistintamente distribuidos en el tercio inferior de estas raicillas; posteriormente el tejido cortical se necrosa, de un color marrón oscuro, que al ser extraídas muestran su fragilidad.

Las lesiones producto de las infecciones en raíces de mayor diámetro, también ocurren con mayor incidencia en el tercio inferior de estas, primero mostrándose como puntos oscuros en la superficie de la corteza de color cremoso; poco a poco las lesiones incrementan su tamaño hasta comprometer el diámetro de la corteza de los tres tercios, de los respectivos paquetes radiculares del cuarto, tercer, segundo, primer orden y de la raíz principal, como se aprecia en la Figura 36 (B).

Figura 36

Raíz en corte transversal, sin infección por *Fusarium* sp. (A). Raíz en corte transversal mostrando el extremo del tejido cortical necrosado (tc), albura y duramen necrosados mostrando áreas irregulares de color negro (ab), causados por *Fusarium* sp. (B).



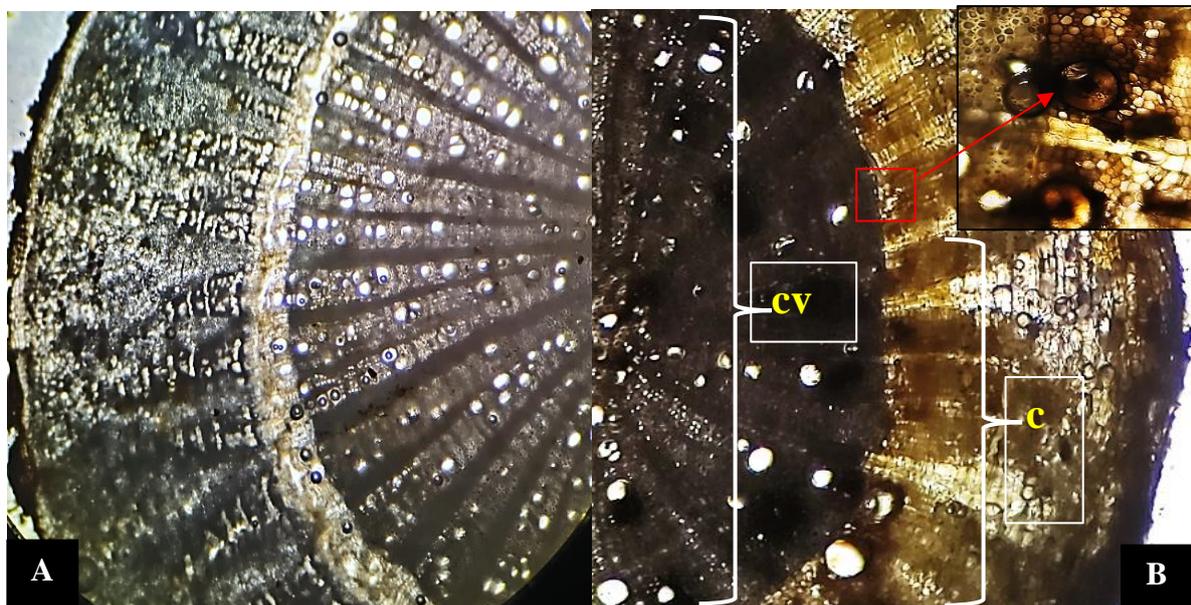
La Figura 36 (A) muestra el corte transversal de la raíz sana, dejando ver la epidermis de color crema oscuro hasta negro, dependiendo del diámetro de la raíz; así mismo se distingue el parénquima cortical de color amarillento; cambium de color amarillo intenso, albura no diferenciado y duramen de color blanco ligeramente amarillento. En la Figura 36 (B), se observa la raíz infectada por *Fusarium* sp., el parénquima del tejido cortical, donde ha ocurrido la infección y la secuencia de la patogénesis, se aprecia necrosado y quebradizo de color pajizo oscuro; las células que conforman el cambium, albura, duramen y médula, también son afectadas, coloreándose de blanco cremoso indicando el proceso de intoxicación; a medida que avanza el procedimiento de infección, el área que conforma el cambium desaparece coloreándose de color marrón claro en forma alternada. Destruído el tejido cortical y cambium,

el patógeno afecta al albura y duramen; observándose áreas necróticas de diferente tamaño de color purpura violáceas, marrones y negras; de igual manera ocurre con el tejido medular.

Las diferentes especies del género *Fusarium*, tienen el mismo principio de patogenicidad, en órganos subterráneos y en aéreos (Roncal, 2004); en algunos hospederos como papayo (*Carica papaya*) y cucurbitáceas (*Cucurbita* spp.), el micelio del hongo se distribuye por la médula del tallo principal, llegando a afectar los frutos, con madures y germinación prematura de semillas y pulpa de sabor amargo; como también frutos momificados (Mejía, 2008).

Figura 37

Corte de raíz sin la presencia de *Fusarium* sp., vista al microscopio (A). Necrosis generalizada del parénquima cortical (c) y cilindro vascular (cv), causado por *Fusarium* sp. (B).



En la Figura 37 (A), la raíz sana en corte transversal muestra la corteza de color negro oscuro y células de los haces conductores sin presencia de necrosis. En la Figura 37 (B), se deja ver el proceso de infección por *Fusarium* sp.; la epidermis de la corteza es de color negro,

parénquima cortical de un color marrón claro a oscuro, y células de xilema necrosadas de color marrón pajizo, que comprometen al floema de color negro oscuro.

Al respecto, Roncal (2004) menciona que, por naturaleza, el proceso de infección en hierbas, arbustos y árboles, causados por las diferentes especies de *Fusarium*, inicia en el sistema radicular, avanzando paulatinamente en las células que conforman el tejido cortical del tallo, ramas y ramitas; terminando en hojas, flores y frutos.

4.7.2 *Moeszia* sp.

a. **Micelio.** En medio PDA, se muestra el micelio algodonoso de color blanco cremoso con tonalidades amarillentas del medio de cultivo.

Figura 38

Micelio de Moeszia sp, de color blanco algodonoso, coloración marrón amarillento del medio de cultivo PDA, a las 240 horas (diez días).



En PDA, el micelio se deja ver a 48 horas después de la siembra, de color blanco amarillento y de 2.5 mm de diámetro de la colonia, a las 72 horas mide 3 mm y las 96 horas

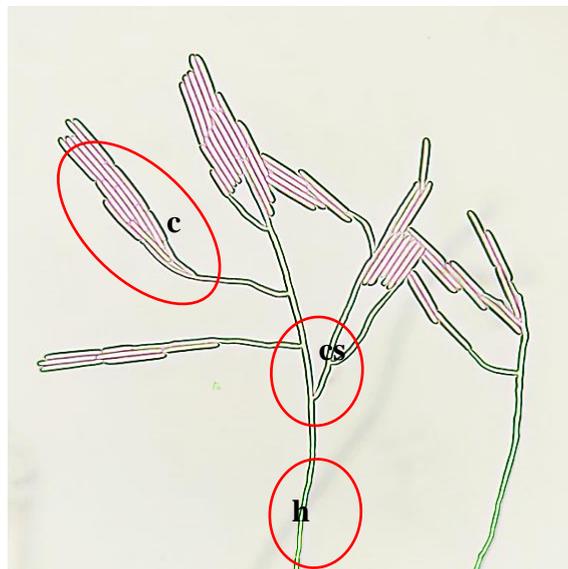
4.5 mm, manteniendo el color inicial; el medio de cultivo alrededor del crecimiento micelial se tiñe de color marrón amarillento; a las 120 horas mide 7.5 mm, manteniendo el color blanco algodonoso; el halo marrón amarillento del medio de cultivo se incrementa como se aprecia en la Figura 38.

b. Signo. Porciones de raíces, con lesiones del tejido cortical, dispuestos en cámara húmeda, permitió la emergencia del signo “moho” de color blanco cremoso.

c. Estructuras somáticas. El micelio visto al microscopio deja ver hifas y conidióforos son septados con conidios alargados agrupados en masas.

Figura 39

Hifas (h) y conidióforos simples (cs) con septaciones inconspicuas, que sostienen conidios multicelulares alargados, agrupados lateralmente en mucilago (c).



En la Figura 39, se observan hifas brillantemente coloreadas y con septos inconspicuos; los conidióforos generalmente son simples, esporádicamente se aprecia la emergencia de una rama; en los ápices se diferencian conidios multicelulares alargados con los extremos romos;

estos conidios se unen por sus extremos, formando cadenas de tres unidades, estas cadenas se agrupan lateralmente, posiblemente a través un mucílago.

d. Identificación del patógeno. Las características morfológicas de este aislamiento, comparadas con las claves de identificación de los géneros de hongos imperfectos propuestos por Barnett en 1960, nos condujeron a determinar el género *Moeszia*.

e. Taxonomía. Se encuentra clasificado en clase forma Deuteromycetes, orden forma Moniliales, familia forma Moniliaceae, género *Moeszia*, (Barnett,1960).

f. Patogénesis de *Moeszia* sp. En raíces del chirimoyo se aisló a *Moeszia* sp., género descrito por Barnet en el año 1960; en cambio en las publicaciones posteriores no los reporta.

Figura 40

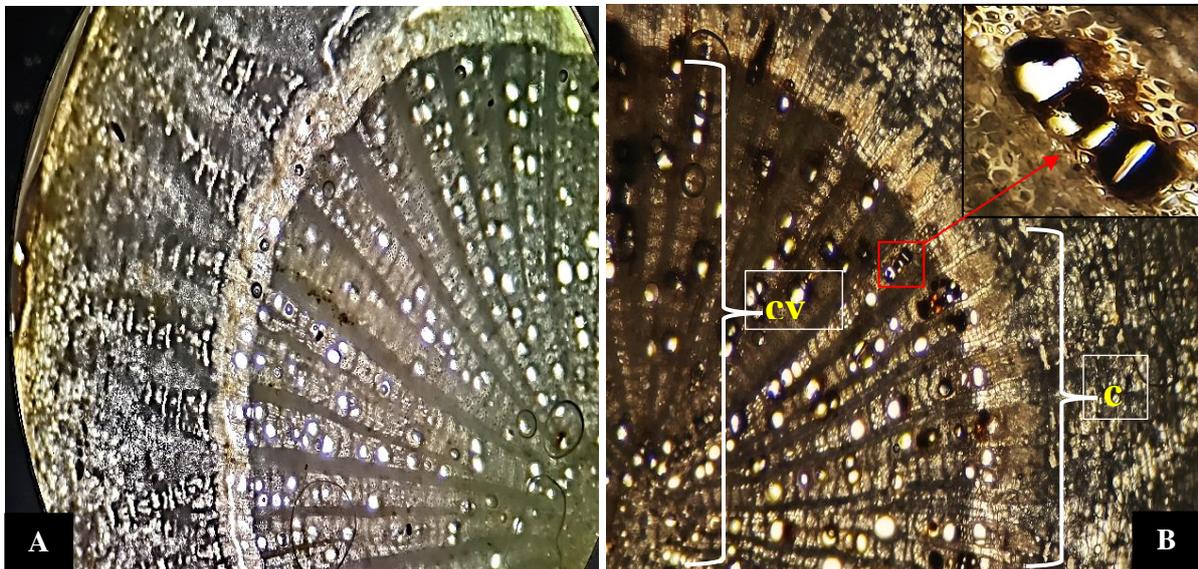
Raíz en corte transversal, sin infección por Moeszia sp. (A). Raíz en corte transversal mostrando el extremo del tejido cortical necrosado (tc), albura y duramen necrosados mostrando áreas irregulares de color negro (ab), causado por Moeszia sp. (B).



En la Figura 40 (A), en corte transversal se observa la raíz sin infección por *Moeszia* sp.; cuya epidermis es de color crema oscuro, hasta negro, con parénquima cortical de color amarillento; cambium de color amarillo intenso, albura y duramen de color blanco ligeramente amarillento. En la Figura 40 (B), se muestra la raíz infectada por *Moeszia* sp., donde el parénquima del tejido cortical es de color negro con textura quebradiza, el cambium, albura, duramen y médula, también son afectadas, coloreándose de crema a marrón oscuro, indicando el proceso de intoxicación; a medida que avanza el proceso de infección, el área de la médula se tiñe de color negro claro en forma alternada.

Figura 41

Corte de raíz sin infección por Moeszia sp., observado al microscopio (A). Necrosis generalizada del parénquima cortical (c) y cilindro vascular (cv) en raíz afectada por Moeszia sp.(B).



En la Figura 41 (A), corresponde a la raíz sin infección; dejando ver la corteza de color negro oscuro y células del cambium y haces conductores sin la presencia de necrosis. Mientras que en la Figura 41 (B), se deja ver el proceso de infección causada por *Moeszia* sp, donde se

distinguen los tejidos; parénquima cortical necrosado de color negro claro, el área que conforma el cambium necrosado de color marrón amarillento y el duramen necrosado mostrando los haces conductores del xilema de color oscuro.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

Las principales fungosis causantes de manchas foliares que permiten distinguir el área holonecrótica así como plesionecrótica; necrosis pajizas de flores y manchas oscuras en frutos, son originadas por los agentes patógenos de, *A. alternata*, *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp., *Fusarium* sp., y *Cephalosporium* sp.

Las infecciones vasculares de raíces, tallos, ramas y ramitas se determinaron que son causadas por diversas especies de los géneros *Fusarium*, *Verticillium* y *Moeszia*; cada uno de ellos actuando individualmente a excepción de *Moeszia* sp., que se asocia a *Fusarium* spp., y *Verticillium* sp.

5.2 Recomendaciones

Recomendamos efectuar trabajos de investigación, de caracterización molecular con el propósito de controlar las diferentes etiologías fungosas en campo, haciendo uso de prácticas de manejo integrado de Fitoenfermedades y diagnosis de fitopatógenos en post cosecha.

CAPÍTULO VI

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adriana, P. (1990). *Control integrado de Phytophthora en frutales*. Ipa la platina N° 57.
- Agrios, G. (1997). *Fitopatología* (2ª ed., quinta reimpresión). Ed. Limusa - Grupo Noriega Editores.
- Agrios, G. (2005). *Plant Pathology* (5th ed.). Elsevier Academic Press.
- Allende, P. (1981). *Etiología de la marchitez violenta del palto* [Tesis de pregrado, Universidad Católica de Chile]. https://www.avocadosource.com/papers/Chile_Papers_A-Z/A-B-C/AllendePedro1981.pdf
- Almaraz, A., Alvarado, D., Leyva, G., Equihua, A., Aranda, S., & Hernández, J. (2016). Pruebas de patogenicidad de *Phytophthora cinnamomi* Rands. en *Pseudotsuga menziesii*. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 34(2), 142-157. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1509-2>
- Andersen, B., Kroger, E., & Roberts, R. (2001). Chemical and morphological segregation of *Alternaria alternata*, *A. gaisen*, and *A. longipes*. *Mycological Research*, 105(3), 291-299. <https://doi.org/10.1017/S0953756201003446>
- Andrade, R. (2009). *Caracterización morfo agronómica y molecular de la colección de Chirimoya (Annona cherimola Mill) en la granja experimental Tumbaco INIAP-Ecuador* [Tesis de pregrado, Escuela Politécnica del Ejército]. <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/887/1/T-ESPE-021908.pdf>
- Arauz, L. (1998). *Fitopatología: Un enfoque agroecológico* (2ª ed.). Universidad de Costa Rica.
- Arrisplata, R. (2013). *Efecto de la aplicación foliar de calcio, en precosecha, en la calidad de fruta del cultivo de chirimoya (Annona cherimola Mill.)* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Cajamarca]. <https://repositorio.unc.edu.pe/handle/20.500.14074/396>

- Barnett, H., & Hunter, B. (1998). *Illustrated Genera of Imperfect Fungi* (4th ed.). McMillan Publishing Company.
- Bonilla, S. (2018). *Efecto del 1-Metilciclopropeno en la inhibición del etileno en la maduración de Chirimoya (Annona cherimola Mill.)* [Tesis de pregrado, Universidad Central del Ecuador].
<https://www.dspace.uce.edu.ec/server/api/core/bitstreams/d0ad9904-1cc3-4aad-9a33-60a9a29143c7/content>
- Campos, J. (2014). *Identificación, caracterización y comportamiento ante principales enfermedades en (08) ocho morfotipos de Bixa orellana (Achiote), en Zúngarococha* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana].
<https://repositorio.unapiquitos.edu.pe/handle/20.500.12737/3326>
- Campos, R., & Vargas, P. (2020). Subtropical fruits: Cherimoyas. In *Controlled and Modified Atmospheres for Fresh and Fresh-Cut Produce* (pp. 399-409).
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804599-2.00027-2>
- Castro, J. (2007). *Cultivo de la chirimoya (Annona cherimola Mill.)*. Ministerio de Agricultura y Ganadería. <https://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/F01-9412.pdf>
- Cautín, R., & Agustí, M. (2005). Phenological growth states of the cherimoya tree (*Annona cherimola* Mill.). *Scientia Horticulturae*, 105(4), 491-497.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2005.01.035>
- Ceme, R. (2019). *Anatomía y germinación de la semilla de chirimoya (Annona cherimola Miller)* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional Agraria la Molina].
<https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/4058/ceme-masias-robisson-wilfrido.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Cordeiro, N., Sousa, L., Freitas, N., & Gouveia, M. (2013). Changes in the mesocarp of *Annona cherimola* Mill. Madeira during postharvest ripening. *Postharvest Biology and Technology*, 85(2), 179-184. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2013.05.014>
- Crotoneo, V. (1998). Aspectos epidemiológicos de *Botrytis cinerea* Pers, en chirimoyos (*Annona cherimola* Mill.). *Boletín Micológico*, 13(1-2), 85-92.
<https://revistas.uv.cl/index.php/Bolmicol/article/view/965/922>

- Cuevas, J., Gonzáles, M., & Hueso, J. (2011). Cherimoya and loquat. In *Encyclopedia of Life Support Systems (EOLSS)* (pp. 1-31). <https://www.eolss.net/sample-chapters/c10/E1-05A-55-00.pdf>
- Curtis, J. (1986). *Microtécnica Vegetal*. Trillas.
- Edquén, M. (2019). *Fungosis del arándano (Vaccinium corymbosum L.) Var. Biloxi en el distrito de Jesús* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Cajamarca]. <https://repositorio.unc.edu.pe/handle/20.500.14074/3242>
- Elizalde, G. (2018). *Relación de la temperatura, humedad relativa y precipitación en la fenología floral de poblaciones silvestres de Annona cherimola Mill. en la provincia de Loja* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Loja-Ecuador]. <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/20969/1/GLENIA%20DEL%20CISNE%20ELIZALDE%20GRANDA.pdf>
- Fernández, M. (1979). *Introducción a la fitopatología* (3ª ed.). Editorial Talleres Gráficos I.S.A.G.
- Flores, M. (2001). *Efecto de las Condiciones Ambientales y de los Insectos en la Polinización Natural del Chirimoyo* [Tesis de magíster, Pontificia Universidad].
- Gayoso, G. (2017). *Annona cherimola* Mill. Chirimoya (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico. *Revista Arnaldoa*, 24(2), 619-634. <https://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24213>
- Gonzales, A., López, C., López, G., & Amarillas, L. (2023). *Fusarium* spp. causando la enfermedad de marchitez vascular en el cultivo de *Capsicum* spp. en Sinaloa, México. *III Simposio Internacional de Parasitología Agrícola. Revista UCOL*, 27. <https://doi.org/10.53897/RevAIA.23.27.20>
- Gonzáles, M. (2013). *Chirimoya (Annona cherimola Mill.), frutal tropical y sub-tropical de valores promisorios. Revista Cultivos Tropicales*, 34(3), 52-63. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193227533008>
- Gonzales, V., Paccioretti, M., Rattalino, D., Taborda, R., Carrasco, F., Arias, F., & Otero, M. (2021). Determinación de patotipos de *Verticillium dahliae* Kleb. provenientes de las

- regiones olivícolas del centro y oeste de Argentina y pruebas de virulencia en algodón. *Revista Agriscientia*, 38(1), 91-100. <https://doi.org/10.31047/1668.298x.v38.n1.26937>
- Granados, E. (2018). *Caracterización Morfológica de Phytophthora cinnamomi Rands como patógeno causante de la enfermedad de la tristeza del palto variedad Hass y fuerte en el distrito de Moquegua* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Moquegua]. <https://repositorio.unam.edu.pe/items/f4de54d2-dd77-4a92-a318-432014a3d8c4>
- Gunnell, S., & Gubler, D. (1992). Taxonomy and morphology of *Colletotrichum* species pathogenic to strawberry. *Mycologia*, 84(2), 157-165. <https://doi.org/10.1080/00275514.1992.12026122>
- Gutiérrez, M. (2001). *Efecto de las Condiciones Ambientales y de los Insectos en la Polinización Natural del Chirimoya* [Tesis de pregrado, Universidad Católica de Valparaíso]. http://opac.pucv.cl/pucv_txt/txt-5500/UCN5858_01.pdf
- Gutiérrez, M., Mar Sola, M., & Vargas, A. (2005). Fatty acid composition of phospholipids in mesocarp of cherimoya fruit during ripening. *Food Chemistry*, 90(3), 341-346. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.03.026>
- Hardham, A. (2005). *Phytophthora cinnamomi* molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, 6(6), 589-604. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2005.00308.x>
- Hernández, J., Ortega, R., & Blanco, G. (2012). Diagnóstico de enfermedades en frutales en el estado Yaracuy, Venezuela entre los años 2001-2011. *Agronomía Tropical*, 62(1-4), 111-122. https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0002-192X2012000100009
- Howard, C. (1972). A strawberry fruit rot caused by *Colletotrichum fragariae*. *Phytopathology*, 62, 600-602. <https://doi.org/10.1094/Phyto-62-600>
- Irigoyen, J. (2004). *Guía técnica del cultivo de la Annona cherimola Mill.* Ministerio de Agricultura y Ganadería, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. <http://repositorio.iica.int/handle/11324/7362>

- Jiménez, M. (2006). *Fusariosis y verticilosis: Situación actual y perspectivas para su control* [Simposio]. Universidad de Córdoba, Instituto de Agricultura Sostenible, CSIC. <https://sef.es/sites/default/files/Murcia2006.pdf>
- Lars, W., Pirie, M., Erkens, R., Couvreur, T., Neubig, K., Abbott, R., Mols, J., Maas, J., Saunders, R., & Chase, M. (2012). A new subfamilial and tribal classification of the pantropical flowering plant family Annonaceae informed by molecular phylogenetics. *Botanical Journal*, 169(1), 5-40. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.2012.01235.x>
- León, B., Arévalo, E., & Sophie, A. (2019). Muerte regresiva de *Theobroma cacao* L. causada por *Verticillium dahliae* Kleb. en el Perú y su biocontrol *in vitro*. *Ciencia Tecnológica Agropecuaria*, 20(1), 133-148. <https://www.redalyc.org/journal/4499/449960534011/html/>
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). *The Fusarium Laboratory Manual*. Wiley-Blackwell. <https://www.wiley.com/en-us/The+Fusarium+Laboratory+Manual-p-9780813819198>
- Li, H., Li, W., Zhang, T., Zhong, J., Liu, J., Yuan, C., & Liu, K. (2019). Comparative transcriptomic analysis of split and non-split atemoya (*Annona cherimola* Mill. x *Annona squamosa* L.) fruit to identify potential genes involved in the fruit splitting process. *Scientia Horticulturae*, 248, 216-224. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.01.017>
- López, L. (2017). *Aplicación de extractos naturales de Vitis para incrementar la vida postcosecha en chirimoya (Annona cherimola Mill.)* [Tesis de pregrado, Universidad Autónoma del Estado de México]. <http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/68186/IMPRESION+DE+TESIS.pdf>
- Luo, Y., Ma, Z., Reyes, H., Morgan, D., & Michailides, T. (2007). Using real-time PCR to survey frequency of azoxystrobin-resistant allele G143A in *Alternaria* populations from almond and pistachio orchards in California. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 88(3), 328-336. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2007.01.009>
- Martínez, M., Balois, R., Alía, I., Cortés, M., Palomino, Y., & López, G. (2017). Postcosecha de frutos: maduración, ablandamiento y control transcripcional. *Revista Mexicana de*

- Ciencias Agrícolas*, 8(19), 4075-4087.
<https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/6348016.pdf>
- Medina, R. (2011). *Caracterización morfológica y molecular de aislamientos de Cladosporium* [Tesis de grado, Universidad Nacional de la Plata].
<https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/67014>
- MIDAGRI. (2023). *Boletín síntesis agrario*.
https://agropuno.gob.pe/Archivos/DEAI/Publicaciones/sintesis_agrario_a_junio_2023.pdf
- Montoya, J. (2009). *Poda y polinización artificial en la productividad del chirimoyo (Annona cherimola Mill.)* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga].
<https://repositorio.unsch.edu.pe/items/9e616fad-b8b9-4b96-a557-0d925835cdfc>
- Olalde, G. (2016). *Identificación de Fusarium asociado a Persea americana Miller, variedad drymifolia (Schltld. y Cham.) S.F. Blake* [Tesis de magíster, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo].
http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/bitstream/handle/DGB_UMICH/2062/FAPJ-M-2016-0428.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Orwa, C., Mutua, A., Kindt, R., Jamnadass, R., & Simons, A. (2009). *Annona cherimola* Mill. P. 9.
- Oviedo, J., Risco, A., Cadenas, C., Soto, J., & Mattos, L. (2023). Primer reporte del oomycete *Globisporangium splendens* causando pudrición de raíces en chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en Perú. *Revista Anales Científicos*, 84(2), 126-137.
- Pavón, M., Gonzales, I., Martín, R., & García, T. (2015). Importancia del género *Alternaria* como patógeno de cultivos vegetales (I). *Phytoma*.
https://www.phytoma.com/images/pdf/265_ENERO_2015_TT_fitopatologia_alternaria.pdf
- Pinheiro, C., Alves, A., & Oliveira, L. (2017). *Cladosporium* spp.: Morfología, infecciones y especies patogénicas. *Acta Brasiliensis*, 1(1), 23-27.
<https://doi.org/10.22571/Actabra1120176>

- Piontelli, E. (2011). *Manual de microhongos filamentosos comunes* (pp. 80-260). <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=586061882014>
- Piontelli, E. (2011). *Manual de Microhongos filamentosos comunes* (1ª ed., pp. 261-280). <https://isbn.cloud/en/9789563689891/manual-de-microhongos-filamentosos-comunes-i/>
- Rangel, J., Liberal, A., Catarino, S., Costa, J., Romeiras, M., & Fernandes, A. (2024). Phytochemical and bioactive potentials of African Annonaceae species. *Food Chemistry*, 488, 139048. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2024.139048>
- Reina, J. (2017). *Fungosis en las paltas o aguacates (Persea americana Mill.) en los principales mercados de la ciudad de Cajamarca* [Tesis de pregrado, Convenio Internacional Universidad Nacional de Cajamarca y Universidad de Sevilla]. <https://repositorio.unc.edu.pe/handle/20.500.14074/1075>
- Robledo, J. (2006). *Annona cherimola*, en *Descubre los frutos exóticos* (pp. 1-50). Madrid.
- Rodríguez, M. (2013). *Estudio de la chirimoya y propuesta de repostería de autor* [Tesis de pregrado, Universidad Internacional del Ecuador]. <https://repositorio.uide.edu.ec/bitstream/37000/324/1/T-UIDE-0303.pdf>
- Romero, S. (1988). *Hongos fitopatógenos*. Primera edición. Universidad Autónoma Chapingo.
- Roncal, M. (2004). *Principios de fitopatología andina*. Editorial Bracamonte. https://isbn.cloud/9789972937453/principios-de-fitopatologia-andina/#google_vignette
- Sáenz, H. (2023). *Caracterización morfológica de los frutos de Annona cherimola Mill. chirimoyo orgánicos en Topará – Chincha* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión]. https://repositorio.unjfsc.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14067/7299/TESIS%20SAE%20NZ_compressed.pdf
- Sanipatín, D. (2024). *Evaluación de tres métodos de polinización artificial en el cultivo de chirimoya (Annona cherimola Mill.) en el cantón Patate* [Tesis de pregrado, Pontificia Universidad Técnica de Ambato].

<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/41085/1/099%20Agronom%C3%ADa%20-%20Sanipatin%20Pilaguano%20Dayana%20Lisette.pdf>

- Sucapuca, M. (2013). *Evaluación de la vida en anaquel de la chirimoya (Annona cherimola Mill.) mínimamente procesada con el uso de antioxidantes envasada al vacío y almacenada a temperatura baja* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional del Altiplano]. <http://repositorio.unap.edu.pe/handle/20.500.14082/3383>
- Tapia, C., & Amaro, J. (2014). *Programa de Microbiología y Micología. Revista Chilena de Infectología*, 31(1), 85-86
https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0716-10182014000100012
- Vásquez, A., Hernández, E., Mora, A., & Nava, C. (2012). Etiología y epidemiología de la necrosis de flores y frutos juveniles del papayo (*Carica papaya* L.) en Guerrero, México. *Agrociencia*, 46(8), 757-767.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952012000800002
- Vidal, E., & Ruíz, Y. (2012). Biología floral de ecotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) del Instituto de Investigación Frutícola Olerícola. *Investigación Valdizana*, 6(1), 58-61. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=586061882014>
- Viteri, P., & Vásquez, W. (2013). Producción forzada en chirimoya. *Boletín Informativo del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP)*.
<http://repositorio.iniap.gob.ec/handle/41000/4770>
- Yaguana, F. (2018). *Caracterización morfológica de poblaciones nativas de chirimoya (Annona cherimola Mill.) con fines de aprovechamiento en la provincia de Loja* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Loja].
<https://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/20970>
- Yriarte, H., & Roncal, M. (2017). *Fungosis en chirimoyas (Annona cherimola Mill.) comercializadas en Cajamarca* [Tesis de pregrado, Convenio Internacional Universidad Nacional de Cajamarca y Universidad de Sevilla].

ANEXOS

Anexo 1. Claves de identificación de los fitopatógenos encontrados en el cultivo de chirimoyo (*Annona chirimola* Mill.) que inducen manchas foliares, necrosis generalizada de raíz, tallos, ramas, ramitas, flores y frutos

a. Claves de identificación de *Alternaria* sp., según Barnett (1960) y Carrillo (2003).

A2. Micelio no cenocítico, con frecuentes septas, normalmente presenta conidios, excepto algunos géneros **Hongos imperfectos.**

B1. Conidias y conidióforos no producidos en dentro de picnidios o acérvulo..... **Orden Moniliales.**

C2. Conidia no enrollada.

D2. Conidióforos conteniendo pigmentación oscura, Conidióforos no unidos dentro de esporodoquio.....**Familia Dematiaceae.**

E4. Conidio con células diferentes, multiformes, dyctyosporaus, o cuatro células en forma de cruz.

F1. Conidia catenulada.

G2. Conidias que se diferencia del conidióforo con altura delgada.....**Género *Alternaria*.**

H. Conidióforos cortos, conidios distribuidos en cadenas de seis, multicelulares, en forma de pera con septas transversales y longitudinales.....**Especie *Alternata*.** (Carrillo 2003).

b. Clave de identificación de *Cladosporium* sp. Según Barnett (1960).

A2. Micelio no cenocítico, con frecuentes septos; conidias normalmente presentes, excepto en algunos géneros **Hongos imperfectos.**

B1. Conidióforos y conidias no son producidos dentro de un picnidio o acérvulos en acérvulos **Moniliales.**

C2. Conidias no enrolladas.

D2. Conidióforos y/o conidias contienen pigmentos oscuros; conidióforos no unidos en esporodoquio o cine..... **Dematiaceae.**

E2. Conidias típicamente con dos células (presentan frecuentemente conidias con 1 célula o 3 células).

F1. Conidias catenuladas.

G2. Cadena conidial frecuentemente ramificada; septa no gruesas.

H2. Conidias de forma variable, sin células esporógena especiales.....***Cladosporium*.**

c. Claves de identificación de *Cephalosporium* spp., según Barnett (1960).

A2. Micelio no cenocítico, con frecuentes septos; conidia normalmente presente, excepto en algunos géneros.....**Fungi imperfecto.**

B1. Conidios y conidióforos no producidos dentro de un picnidio o acérvulos.....**Moniliales**

C2. Conidia no enrollada.

D1. Tanto los conidios y conidióforos (en el presente) de color hialino o brillante, conidióforos no unidos en esporodoquio o cinema (*Moniliaceae*).

E1. Conidias de una celda, globosas a cortas cilíndricas.

F2. Conidióforos presentes, aunque a veces cortos.

G1. Las células del conidióforo no difieren mucho de los conidios catenulados.

H1. Conidióforos simples o poco ramificados, fiálides, si están presentes, no agrupados estrechamente.

I2. Conidia no catenulada.

J2. Conidios producidos solo en el ápice o en las cabezas apicales.

K2. Conidióforos no agrandados en el ápice.

L2. Conidios en racimos o cabezas, seco o húmedo.

M1. Conidias más o menos ovoides, muchos en gotitas de Mucíla.....***Cephalosporium*.**

d. Clave de identificación de *Fusarium* sp. según Barnett (1960), Brett, Baharuddin & Jonh (2003).

A2. Micelio no cenocítico, con frecuentes septas, normalmente presentan conidias, excepto en algunos géneros..... **Hongos imperfectos.**

B1. Conidias y conidióforos no producidos dentro de picnidios o acérvulos.....**Orden moniliales.**

C3. Conidia no enrollada.

D3. Conidióforos unidos dentro de esporodoquio o sinema.

E1. Conidia producida en esporodoquio**Familia tuberculariaceae.**

F3. Algunos conidias pequeñas, con más de dos células hialinas u oscuras.

G1. Conidias hialina o brillantemente coloreado.

H2. Conidias grandes, pequeñas, coloreadas, juntas.

I2. Esporodoquio sin setas.

J1. Macroconidias en forma de canoa (también pueden estar presentes muchos conidios)
.....**Género *Fusarium*.**

e. Clave de identificación de *Verticillium* sp. Según Barnett (1960).

A2. Micelio no cenocítico con frecuentes septos, conidias normalmente presentes, excepto en algunos géneros.....**Hongos Imperfectos.**

B1. Conidias y conidióforos no producidos en dentro de picnidios o acérvulo**Orden Moniliales.**

C2. Conidio no enrollado.

D1. Conidias y conidióforos hialinos o brillantemente coloreados, conidióforos no unidos en esporodoquio y xilema..... **Familia Moniliaceae.**

E1. Conidia con una célula globosa cilíndrica corta.

F2. Conidióforos presentes, aunque algunos cortos.

G2. Conidióforos y sus ramificaciones distintas de la conidia.

H2. Conidióforos ramificados algunas veces simples, fiálides presentes y forman racimos.

I2. Conidia no catenulada.

J2. Clamidosporas ausentes.

K1. Conidia producida en el ápice de una fiálide de la ramificación de un conidióforo.

L1. Conidioforos ramificados en forma verticiloide.

M3. Conidióforos ramificados con células fértiles, conidias agrupadas según mucilago formando una cabezuela.....***Verticillium*.**

Anexo 2. Resumen de las características morfológicas de los aislamientos fúngos (etiología) del chirimoyo en los distritos de Asunción y San Juan - Cajamarca

Micelio PDA	Hifas	Conidióforo	Conidio	Género	Fitoenfermedad
Algodonoso gris oscuro a negro	Septadas	Simples oscuros elongantes y ramificados	oscuros, elípticos, ovoides muriformes canetulados	<i>Alternaria</i>	Alternariosis
Algodonoso de color verde olivo a negro	Septadas	Oscuros, ramificados agrupados o simples	Oscuros, uni y bicelulares, ovoides, cilíndricos	<i>Cladosporium</i>	Cladosporiosis
Algodonoso blanco a amarillento	Septadas	Delgados unicelulares	Hialinos, unicelulares y ovaes elípticos	<i>Cephalosporium</i>	Mancha necrótica del fruto
Blanco crema amarillento a verdoso	Septadas	Delgados o robustos, con verticilos de fiálides	Macroconidios multicelulares en forma de canoa	<i>Fusarium</i>	Fusariosis
Blanco crema algodonoso	Septadas	Erectos ramificados en esterigmas con verticilos	Ovoides a elipsoides, hialinos unicelulares	<i>Verticillium</i>	Verticilosis
Blanco crema algodonoso	Septadas	Erectos, ramificados en fiálides apical	Unicelulares a tetracelulares ovoide alargado	<i>Moeszia</i>	Pudrición radicular

Anexo 3. Galería fotográfica en campo**Figura 42**

Vista panorámica del lugar donde se realizó los muestreos del cultivo de chirimoyo.

**Figura 43**

Plantas con presencia de sintomatología de marchitez, clorosis y necrosis generalizada.



Figura 44

Síntomas de infección generadas por Fusarium spp., en planta joven de chirimoyo.

**Figura 45**

Planta con muerte regresiva y necrosis parcial causada por Verticillium sp.



Figura 46

*Síntomas de necrosis en hojas causadas por *Alternaria alternata*.*

**Figura 47**

*Planta aparentemente sana en estadio fenológico de brotamiento, en asociación con *Tara spinosa*.*



Anexo 4. Recolección de muestras**Figura 48**

Recolección de muestras con síntomas fúngicos.

**Anexo 5. Trabajo en laboratorio****Figura 49**

Desinfección de muestras de ramas (A) y flores (B).



Figura 50

Acondicionamiento de muestras en cámaras húmedas de ramas, flores (A) y raíces (B).

**Figura 51**

Crecimiento y desarrollo de los patógenos aislados (A) colonización de la placa Petri transcurridas 72 horas (B).

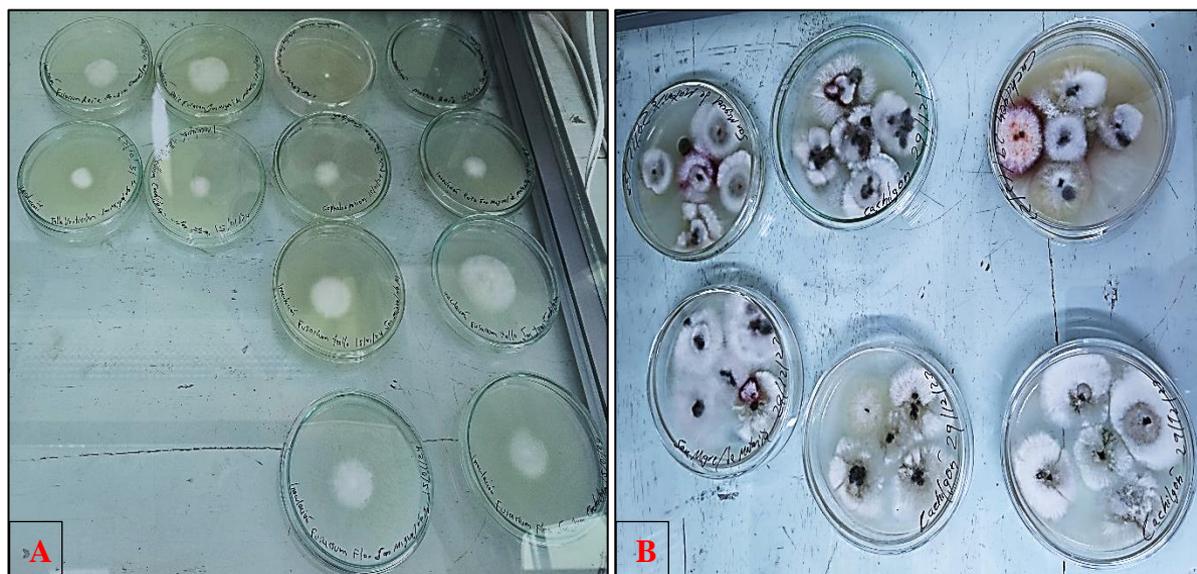
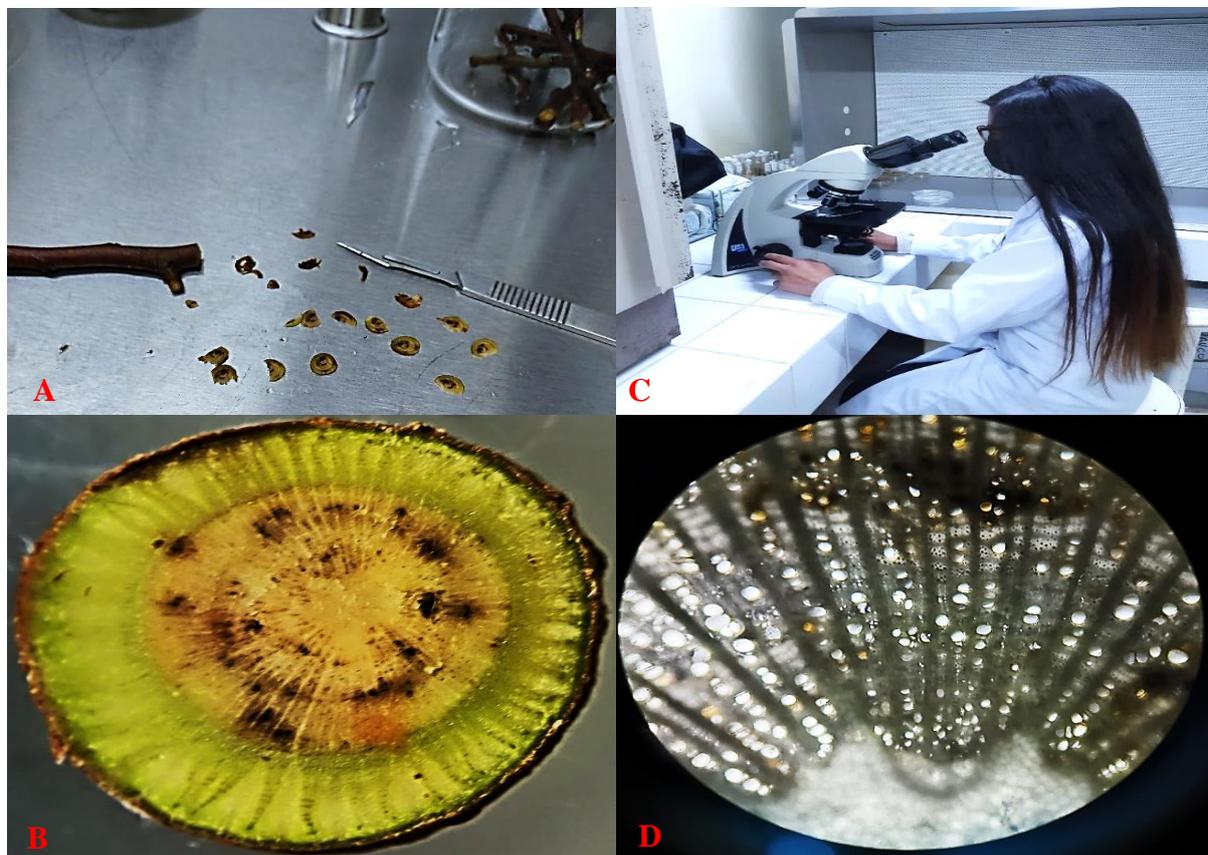


Figura 52

Procedimiento de observación de haces conductores, en corte transversal de ramas afectadas por Fusarium sp., y Verticillium sp.

**Figura 53**

Clamidosporas vistas al microscopio de Fusarium sp., (A); y Moeszia sp. (B).

