

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



T E S I S

**ETIOLOGÍA Y PATOGÉNESIS DEL HOLLÍN DEL QUINUAL
(*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón) EN CONGA BUENOS AIRES
- BAMBAMARCA.**

Para optar el Título Profesional de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Presentado por el Bachiller:

LIDONIL CHÁVEZ WALTER

Asesor:

Dr. MANUEL SALOMÓN RONCAL ORDÓÑEZ

CAJAMARCA – PERÚ

2021



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

Fundada por Ley N° 14015 del 13 de febrero de 1962
"Norte de la Universidad Peruana"

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Secretaría Académica

-----000-----

ACTA DE SUSTENTACIÓN VIRTUAL DE TESIS

En la ciudad de Cajamarca, a los cinco días del mes de marzo del año dos mil veintiuno, se reunieron en la Plataforma Virtual de la Universidad Nacional de Cajamarca, a través del Google Meet, los miembros del Jurado, designados por el Consejo de Facultad de Ciencias Agrarias, según Resolución de Consejo de Facultad N° 129-2020-FCA-UNC, de fecha 06 de noviembre del 2020, con el objeto de evaluar la sustentación del trabajo de Tesis titulado: "ETIOLOGÍA Y PATOGENESIS DEL HOLLÍN DEL QUINUAL (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón) EN CONGA BUENOS AIRES - BAMBAMARCA", ejecutado(a) por el Bachiller en Ciencias Agrarias don Lidonil Chávez Walter, para optar el Título Profesional de INGENIERO AGRÓNOMO.

A las nueve horas y diez minutos, de acuerdo a lo estipulado en el Reglamento respectivo, el Presidente del Jurado dio por iniciado el evento, invitando al sustentante a exponer su trabajo de Tesis y, luego de concluida la exposición, el jurado procedió a la formulación de preguntas. Concluido el acto de sustentación, el Jurado procedió a deliberar, para asignarle la calificación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad con el calificativo de dieciséis (16); por tanto, el Bachiller queda expedito para que inicie los trámites y se le otorgue el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo.

A las diez horas y cincuenta minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el acto.

Dr. José Luis Guevara Barreto
PRESIDENTE

M. Sc. John Víctor López Orbegoso.
SECRETARIO

Ing. Oscar Rogelio Sáenz Narro
VOCAL

Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
ASESOR

DEDICATORIA

“Dios es amor” está escrito en cada capullo que se abre, en cada tallo de la naciente hierba. Los hermosos pájaros que con sus preciosos cantos llenan el aire de melodías, las flores exquisitamente matizadas que en su perfección lo perfuman, los elevados árboles del bosque con su rico follaje de viviente verdor, todos atestiguan el tierno y paternal cuidado de nuestro Dios y su deseo de hacer felices a sus hijos.

Elena G. White

AGRADECIMIENTO

A Dios dueño de mi vida, quien me inspira, y determina mi camino para seguir adelante, para cumplir con mis metas y objetivos trazadas y mejorar cada día.

A mis queridos padres, Cristóbal y Fidela, quienes con su amor, esfuerzo y paciencia me han permitido cumplir este sueño tan anhelado, gracias por inculcar en mí el ejemplo de esfuerzo, fe y valentía, de no temer las adversidades porque Dios está conmigo siempre.

A mis hermanos, José Luis, Elmer, Jorge y Tito Adolfo por su apoyo incondicional, los cuales contribuyeron en mi formación profesional.

A mi asesor Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez, que gracias a sus conocimientos, consejos y correcciones hoy puedo culminar este trabajo.

A mis maestros que, con su sabiduría, conocimiento y apoyo, motivaron a desarrollarme como persona y profesional en la Universidad Nacional de Cajamarca.

A mis compañeros, con quienes compartimos experiencias académicas y desvelos en las asignaciones encomendadas.

Chávez Walter, L

ÍNDICE DE CONTENIDOS

Contenido	Página
Dedicatoria	iii
Agradecimiento	iv
Índice de contenidos	v
Índice de tablas	viii
Índice de figuras	ix
Resumen	xi
Abstract	xii
CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN	1
Formulación del problema.....	1
1.1. Objetivo	1
1.2. Hipótesis de la investigación	2
CAPÍTULO II: REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Origen y distribución geográfica del quinal.....	3
2.2. Nombres vulgares del quinal.....	3
2.3. Usos artesanales y medicinales del quinal (<i>Polylepis</i> sp).	3
2.4. Descripción botánica.....	4
2.5. Taxonomía del quinal.....	5
2.6. Enfermedades comunes de forestales.....	5
2.6.1. Chupadera fungosa.....	5

2.6.2. Fumagina	7
2.6.3. Pudrición del pie, causado por <i>Armillaria mellea</i>	8
2.6.4. Antracnosis.	8
2.6.5. Manchas foliares.	9
2.6.6. Fusariosis.....	11
2.6.7. Mancha azul, causado por <i>Lasiodiplodia theobromae</i>	12
2.6.8. Antracnosis, causado por <i>Pestalotia</i> sp.	12
2.6.9. Phomopsis, causado por <i>Phoma</i> sp.....	13
2.6.10. Puntos negros, causado por <i>Macrophoma</i> sp.....	14
2.6.11. Carbón del brezo (<i>Erica arborea</i>).....	14
2.7. Enfermedades del quinal.....	15
2.7.1. Hipertrofia del quinal	15
CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS	17
3.1. Ubicación.....	17
3.2. Materiales.....	19
3.3. Materiales y equipos de laboratorio.....	19
3.4. Metodología.....	20
3.4.1. Trabajo en campo	20
3.4.2. Trabajo en laboratorio	20
3.4.2.1. Aislamiento de patógenos fúngicos que causan el hollín en quinal.....	20

a) Características macro y microscópicas del signo hollín.	20
b) Desarrollo de los patógenos del hollín en medio PDA.	20
c) Purificación y multiplicación de hongos.	21
d) Estudio morfológico de los hongos.	21
e) Siembra monospórica de los patógenos fungosos, en micro cultivo PDA.	21
f) Identificación de los géneros.	22
g) Conservación de hongos.	22
h) Obtención de metabolitos tóxicos del <i>Hormiscium</i> sp.	22
i) Ensayo de patogenicidad.	23
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES	24
4.1. Morfología del hongo que produce el signo “hollín”.	24
a) Micelio.	25
b) Diferenciación estructural de <i>Hormiscium</i> sp.	28
c) Identificación de <i>Hormiscium</i> sp.	29
d) Patogénesis de <i>Hormiscium</i> sp.	30
4.2. Morfología del hongo que produce picnidios.	34
a) Micelio.	34
b) Caracterización estructural del picnidio.	34
c) Identificación del género.	35
d) Patogénesis de <i>Macrophoma</i> sp.	35
CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	37
CAPÍTULO VI: REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	38
CAPÍTULO VII: ANEXO	46

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 1. Condiciones Meteorológicas y coordenadas geográficas del lugar donde se colectaron las muestras de quinual (<i>Polylepis racemosa</i> Ruiz & Pavón).	17
Tabla 2. Obtención del signo hollín en medio de cultivo PDA.	27
Tabla 3. Ensayo de patogenicidad de <i>Hormiscium</i> sp., en terminales de quinual (<i>Polylepis racemosa</i> Ruiz & Pavón).	33

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Fig.1. Hifas artrospóricas de <i>Hormiscium ericae</i> U., en <i>Erica arborea</i> (Mikel Tapia 2013).....	15
Fig.2. Mapa de ubicación del sector Conga Buenos Aires, provincia de Hualgayoc - Bambamarca, donde se realizó la colección de muestras.	18
Fig.3. Obtención de las diluciones. (C) concentrado, (1/10) dilución uno en 10(a), (1/100) dilución uno en 100(b), (1/1000) dilución uno en 1000(c) y (T) testigo.....	23
Fig.4. Planta de quinual (<i>Polylepis racemosa</i>) afectada por hollín.	24
Fig.5. Ramas del quinual (<i>P. racemosa</i>) mostrando hollín.	24
Fig.6. Signo hollín observado al estereoscopio en la superficie del tallo.	25
Fig.7. Hifas de <i>Hormiscium</i> sp., que en conjunto conforman el signo hollín.	25
Fig.8. Micelio de <i>Hormiscium</i> sp., mostrando hifas con células de resistencia tipo artrosporas.....	25
Fig.9. Detalle de hifas de <i>Hormiscium</i> sp., formadas por artrosporas.....	25
Fig.10. Micelio de <i>Hormiscium</i> sp., a 48 horas de incubación en medio PDA.	26
Fig.11. Micelio de <i>Hormiscium</i> sp., mostrando margen pigmentado de negro a 432 horas (18 días), por la formación de artrosporas en medio PDA.	26
Fig.12. Micelio de <i>Hormiscium</i> sp., formado por hifas hialinas.	28
Fig.13. Hifas de <i>Hormiscium</i> sp., mostrando la transformación de artrosporas. ...	28
Fig.14. Hifas de <i>Hormiscium</i> sp., mostrando células hialinas y células oscuras de conservación tipo artrosporas.....	29
Fig.15. Hifas de <i>Hormiscium</i> sp., con la totalidad de células de conservación tipo artrosporas.....	29
Fig.16. Terminales de quinual (<i>Polylepis racemosa</i>), dispuestos en diferentes diluciones de metabolitos tóxicos de <i>Hormisium</i> sp.	31
Fig.17. Intoxicación de terminales de quinual (<i>Polylepis racemosa</i>), expuestos en diferentes concentraciones de metabolitos tóxicos de <i>Hormisium</i> sp.	31
Fig.18. Corte transversal de terminales sanos de quinual (<i>Polylepis racemosa</i>). ..	32
Fig.19. Corte transversal de terminales de quinual, mostrando el proceso de intoxicación por <i>Hormiscium</i> sp.	32

Fig.20. Médula (m), fibras (f) y xilema (x), necrosadas por intoxicación de <i>Hormiscium</i> sp.....	32
Fig.21. Intoxicación de peridermis (p) y corteza (c), causado por <i>Hormiscium</i> sp.	32
Fig.22. Micelio blanco algodonoso de <i>Macrophoma</i> sp., a 48 horas de incubación en medio PDA.	36
Fig.23. Micelio gris claro, formación de picnidios de <i>Macrophoma</i> sp., en medio PDA.....	36
Fig.24. Vista panorámica de un picnidio con conidios unicelulares de <i>Macrophoma</i> sp.	36
Fig.25. Picnidio de <i>Macrophoma</i> sp., en corte longitudinal mostrando ostiolo, conidióforos y conidios unicelulares.	36
Fig.26. Plantas de quinual (<i>Polylepis racemosa</i>) afectadas de signo hollín.....	48
Fig.27. Partes del equipo venoclisis con medio PDA líquido, para la siembra de <i>Hormiscium</i> sp. y obtención de metabolitos.....	48
Fig.28. Micelio de <i>Hormiscium</i> sp., en medio PDA, a los 17 días después de siembra.	49
Fig.29. Microcultivo de los fitopatógenos <i>Hormiscium</i> sp. y <i>Macrophoma</i> sp.....	49
Fig.30. Micelio de <i>Macrophoma</i> sp., en medio PDA.	49
Fig.31. Micelio de <i>Macrophoma</i> sp., en toda la placa Petri formó picnidios.....	49

¹ **Lidonil Chávez Walter 2021.** Etiología y patogénesis del hollín del quinal (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón) en Conga Buenos Aires - Bambamarca. Tesis Ingeniero agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cajamarca - Perú.

RESÚMEN

La investigación tuvo como objetivo identificar a los agentes patógenos que causan hollín del quinal (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón), en Conga Buenos Aires de la provincia de Hualgayoc – Bambamarca, Cajamarca – Perú, a 3800 msnm. Reportando que esta fitoenfermedad es causada por dos agentes fungosos: *Hormiscium* sp. y *Macrophoma* sp., ambos de la clase Deuteromycetes; el primero del orden Moniliales, familia Dematiaceae, y el segundo del orden Sphaeropsidales y familia Sphaeropsidaceae. *Hormiscium* sp., intoxica células del súber, felógeno y felodermis (peridermis) necrosando la corteza, ocasionando epinastia del follaje, seguido de necrosis y defoliación. Las infecciones de *Macrophoma* sp., se muestran en la corteza de tallos, ramas y foliolos, causando lesiones oscuras, con presencia del signo en picnidios.

Palabras claves: Etiología, hollín, *Polylepis racemosa*.

¹ Bachiller en Agronomía de la Facultad de Ciencias Agrarias

¹ **Lidonil Chávez Walter 2021.** Etiology and pathogenesis of soot in plants of quinal (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón) in Conga Buenos Aires - Bambamarca. Thesis. Agricultural Engineer. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cajamarca - Perú.

ABSTRACT

The objective of the research was to identify the pathogens that cause quinal soot (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón), in Conga Buenos Aires in the province of Hualgayoc - Bambamarca, Cajamarca - Perú, at 3800 meters above sea level. Reporting that this phyto-disease is caused by two fungal agents: *Hormiscium* sp. and *Macrophoma* sp., both of the class Deuteromycetes; the first from the order Moniliales, family Dematiaceae, and the second from the order Sphaeropsidales and family Sphaeropsidaceae. *Hormiscium* sp., Intoxicates cells of the súber, felogen and felodermis (peridermis) necrotizing the bark, causing epinasty of the foliage, followed by necrosis and defoliation. *Macrophoma* sp. Infections appear in the bark of stems, branches and leaflets, causing dark lesions, with the presence of the sign in pycnidia.

Keyword: Etiology, hollín *Polylepis racemosa*.

¹ Bachelor in Agronomy from the Faculty of Agricultural Sciences.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El quinual (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón), como componente del ecosistema de las zonas altoandinas de Cajamarca, adaptado posiblemente por cientos de años en esta parte del Perú, se ha convertido en uno de los principales recursos maderables para el poblador de estos lugares.

A partir de la década de los años 90 del siglo anterior, las plantaciones naturales de este forestal están siendo afectadas por la fitoenfermedad conocida por los lugareños como “hollín”, causando la muerte de plantas jóvenes y adultas, perjudicando de este forestal que tiene comportamiento de barreras vivas, cortinas rompe viento; excelente protector del suelo, y madera que se utiliza en construcción de viviendas; además es excelente combustible.

En la industria casera sirve para realizar el curtido de cueros y en medicina tradicional alivia infecciones de las vías respiratorias (Hofstede 1998).

Del hollín, del quinual no se tiene reportes referenciales de la etiología y patogénesis, motivo por el cual planteamos desarrollar la presente investigación con el propósito de determinar el patógeno y la patogénesis respectiva. Esta investigación servirá, al momento de instalar nuevas plantaciones, seguir prácticas de manejo integrado, evitando alterar la ecología y administrar mejor esta especie para el bienestar social de la población de esta parte del país.

Formulación del problema

¿Cuál es el agente causal del “hollín” del quinual (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón) en el sector de Conga Buenos Aires, Bambamarca, Cajamarca - Perú?

1.1. Objetivo

Determinar la etiología y patogénesis del hollín del quinual (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón) en el sector Conga Buenos Aires, Bambamarca, Cajamarca - Perú.

1.2. Hipótesis de la investigación

El hollín del “quinual” (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón), es una enfermedad producida por la infección de hongos fitopatógenos que se desarrollan en la superficie de la corteza con efecto patogénico generalizado.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen y distribución geográfica del quinual.

El género *Polylepis* es propio de la Cordillera de los Andes, con especies definidas en Perú, Venezuela, Colombia, Ecuador, Bolivia, norte de Chile y noroeste de Argentina. Éstas crecen en altitudes de 4000 a 5000 msnm., pero los hay en altitudes inferiores a 1800 msnm. Se adaptan a diversos tipos de suelos, formando bosquetes en quebradas y laderas húmedas. La regeneración natural no es usual, pero si por semilla vegetativa (Simpson 1979, 1986).

Como integrante de la flora peruana, se ha reportado que existen entre 10 a 12 especies diferentes del género *Polylepis* (Macbride 1938, Brako y Zarucchi 1993, citado por Mendoza 2005). Mendoza, precisó que existen 15 especies; cuya mayor concentración se encuentra en los Andes del sur del Perú, representados por: *Polylepis incana* Kunth., *P. pauta* Hieron., *P. subsericans* J. F. Macbride., *P. rugulosa* Bitter., *P. besseri* Hieron., *P. pepeii* B. B. Simpson., *P. microphylla* (Wedd) Bitter., *P. racemosa* Ruiz & Pavón., *P. tarapacana* Phil. y *P. sericea* Wedd.), esta variabilidad parece estar relacionada con heterogeneidad de hábitats que existe en la región andina (Mendoza 2000).

2.2. Nombres vulgares del quinual.

En Colombia se conoce como colorado; en Ecuador, quinua, yagual, panta, quino rojo; en Bolivia, quewiña, keñua y en Perú, queñua, quinual (Lojan 1992); q'ëñua, queñua, quenuina, queñual, quiñua, quiñuar, cceuña, okenhúa, quinca, chápra, lampaya, manzanita, sachá (Pretell 1985).

2.3. Usos artesanales y medicinales del quinual (*Polylepis* sp).

Se aprecia como leña, fabricación de instrumentos de labranza; en artesanía se utiliza para elaborar cucharones, cucharas, platos y juguetes; se emplea en la construcción de viviendas rústicas; postes de cercos y galerías de minas. Las ramas y hojas contienen taninos que contribuyen para teñir lanas y en medicina tradicional (Hofstede 1998).

2.4. Descripción botánica.

a) Hábito, en su hábitat se encuentra árboles y arbustos de 1 a 17 m, son de fuste torcido, pudiendo ser único o varios y tiene abundantes ramificaciones curvas. La copa generalmente es difusa e irregular, el crecimiento torcido es a menudo asociado con hábitats ventosos, fríos, o áridos (Mendoza 2000).

b) Raíz, presentan sistema radicular fibroso, o fasciculado con raíces adventicias y ramificadas, en el que ninguna raíz es más prominente que las otras. Las raíces típicas penetran el suelo a mayor profundidad que las fibrosas; estas se adhieren a las partículas del suelo, previniendo la erosión (Flores 1999).

c) Tallo, irregular nudoso, miden de 4 a 15 m de alto y de 20 a 40 cm de diámetro, con ramas gruesas (Rosero 2014).

d) Corteza, protege al tronco y evita la excesiva evaporación, la externa es lisa, de color rojizo y se descascara en láminas, mientras que la interna es delgada y de color crema (Rosero 2014). Los ritidomas, es de color rojizo a marrón amarillento brillantes y puede variar de 2 y 2.5 mm sirve como aislante del frío, escarchadas nocturnas y de intensa irradiación diurna (Mendoza 2000).

e) Follaje, presenta hojas compuestas de 3 a 5 láminas, alternas, situadas en espiral; estas son elípticas de 2.5 a 3.5 cm de longitud por 1 cm de ancho, con el ápice redonda a aguda. Los peciolo miden de 2 a 3 cm de longitud. Las nervaduras secundarias un número de 10 a 12 pares, envés pubescente lanoso (Rosero 2014).

f) Flores, en racimos de 2 a 3 mm de longitud de color verduzco. Solo posee tépalos, estambres numerosos y pequeños, pistilo único y diminuto (Rosero 2014).

g) Frutos, en drupa de 5 mm de largo por 4 mm de ancho, posee cuatro aristas terminadas en cortos aguijones (León 2009).

2.5. Taxonomía del quinal.

Taxonómicamente se clasifica dentro del reino Plantae, subreino Tracheobionta, división Magnoliophyta, clase Magnoliopsida, subclase Rosidae, orden Rosales, familia Rosaceae, género *Polylepis*, especie *Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón (Bremer *et al.* 2009).

2.6. Enfermedades comunes de forestales.

2.6.1. Chupadera fungosa

Conocida como “mal de talluelo”, “pudrición de raíces”; se presenta en viveros, atacando semillas en germinación y plántulas de diferentes especies (Soldevilla 1995).

Existen dos formas de ataque, pre emergente cuando la semilla se destruye y post emergente cuando hay diferenciación de radícula, plúmula y se distingue la plántula; el hongo causa estrangulación a nivel de cuello (Roncal 2004); en estado de planta joven y plantón cuando ocurre muerte de raíces, que se refleja en clorosis, marchitez y la necrosis generalizada (Soldevilla 1995); si la necrosis es lenta la plántula pierde energía (Delgado 2009); en pinos, las acículas se retuercen, marchitan, seguido de muerte descendente, coloreándose el follaje de café - rojizo, finalmente la plántula muere (Landis 1989).

Las pudriciones, acuosas, ocurren cuando los patógenos actúan a través de sus enzimas, del orden de las polimetilgalacturonasas (PMG) y poligalacturonasas (PG), quienes intervienen en la ruptura hidrolítica de los enlaces glicosídicos del ácido galacturónico, a nivel de los carbonos 1,4 (Jauch 1985, Roncal 2004). Este tipo de patogénesis inicia en el tallo a nivel del suelo observándose como mancha negra, posteriormente se extiende rodeando completamente el diámetro, cuando esto ocurre la planta se muere (Figuroa *et al.* 1996).

Los hongos que producen “chupadera fungosa” son diferentes especies de los géneros *Fusarium*, *Verticillium*, *Rhizoctonia* de la clase forma Deuteromycetes, orden Moniliales, familias Tuberculariaceae, Moniliaceae los dos primeros géneros y del orden Agonomycetales, familia Agonomycetaceae el ultimo; otro

género de importancia es *Phytophthora* con sus diferentes especies, incluidos en la clase Oomycetes, orden Peronosporales, familia Pythiaceae (Roncal 2004).

2.6.1.1. Chupadera fungosa, causado por *Rhizoctonia* sp.

Este patógeno se caracteriza por formar hifas ramificadas y septos formados muy próximos a esas ramificaciones, hifas de color marrón oscuro, las células son multinucleadas y la base de la célula da origen a una ramificación que tiene una constricción (Parmeter 1969; Ogoshi 1985).

Este patógeno integra la clase Deuteromycetes; orden forma Agonomycetales; familia forma Agomonycetaceae; género *Rhizoctonia* (Roncal 2004).

Las plantas afectadas se tornan de color amarillo, presentan escaso desarrollo, pierden fijación y cuando el hongo se extiende hacia las hojas inferiores, los tejidos afectados se tornan de color marrón oscuro y sobre la superficie crece un moho blanquecino, luego amarillo y por último marrón, formando costra sobre la superficie (Oirsa 1999). En viveros, puede infestar a varias especies, ocasionando la caída de plántulas, podredumbre de tejidos y colapso de tallos (Correa de Restrepo y Peñuela 2002).

2.6.1.2. Chupadera fungosa, causado por *Fusarium* spp.

En medio de cultivo PDA, el micelio es abundante y algodonoso, de acuerdo a la especie se aprecia diferentes colores, blanco, cremoso, rojo y violeta (Roncal 1993). Las hifas son septadas, de éstas se diferencian conidióforos simples y a veces con limitada ramificación, del interior de las fiálides se forman los conidios que emergen de forma unicelular y terminan como conidias bi, tri, tetracelulares y pentacelulares dependiendo de la especie (Roncal 1993).

Taxonómicamente pertenece a la clase forma Deuteromycetes; orden forma Moniliales; familia forma Tuberculariaceae; género *Fusarium* (Roncal 2004).

Las diferentes especies de *Fusarium*, provocan chupadera fungosa en plántulas; pudriciones radiculares en plantas jóvenes y adultas, anuales o perennes; las toxinas se movilizan a través del xilema; la infección ocurre a nivel de cuello de la planta, donde no existe diferenciación de células con pigmentación de

clorofilas, bajo estas condiciones las plántulas se muestran vulnerables (Roncal 2004).

Las pudriciones radiculares se originan al ingresar el patógeno, por heridas naturales o artificiales; las primeras a través de aperturas de los pelos absorbentes y lenticelas; las segundas provocadas durante las labores culturales (Roncal 2004).

2.6.2. Fumagina

También denominado “hollín”; se presenta como costras laminares de color negro en la superficie de diferentes órganos de la parte aérea. Los hongos que producen son *Fumago* sp. y *Capnodium* sp.; son coprófilos, se alimentan de excretas de áfidos (Roncal 2004)., *Cinara* sp, *Cinara pinni*, *Eriosoma lanigerum*, *Tuberolachnus salignus*, *Toxoptera aurantii*, *Aphis spiraecola*, *Aphis gossypii*, *Myzus persicae*, *Sipha flava* y queresas *Icerya purchasi* Mask., *Aleurocanthus woglumi* Sabih., *Pseudococcus citri* Risso., que prosperan en árboles y arbustos frutales, Insectos identificados en National Audubon Society Field Guide to North America Insects and Spiders (Lorus and Margery Milne 2000).

Estudios recientes han determinado que en la costra se encuentra *Alternaria* sp., *Fusarium* sp., *Pithomyces* sp., *Cladosporium* sp., *Triposporium* sp., *Diplococcium* sp., *Gonatobotrys* sp., esporas de royas y material inerte (Roncal 2004).

Taxonómicamente pertenece a la clase Deuteromycetes; orden Moniliales; familia Dematiaceae; género *Fumago* (Roncal 2004).

La fumagina está integrada por el desarrollo micelial del hongo ennegrecido; fácil de ser desprendido de los órganos afectados con un trapo húmedo, papel o incluso con la mano, dejando la superficie vegetal limpia y al parecer sana debajo de ellas. Por lo común, este signo (Roncal 2004), no tiene importancia significativa sobre el desarrollo normal de las plantas; lo más riesgoso es la presencia de áfidos y queresas (Agrios 1996).

La fumagina, por mínima que sea en hojas, terminales y frutos, impide la fotosíntesis, respiración y transpiración, con repercusión en el crecimiento y desarrollo de los órganos afectados (Roncal 2004).

2.6.3. Pudrición del pie, causado por *Armillaria mellea*.

Este patógeno se caracteriza por formar "rizomorfos" semejantes a "agujetas de zapatos" de color café rojizo a negro, constituido por la agrupación de hifas en forma paralela, su diámetro varía de 1 a 3 mm, presentan una capa externa compacta y el central conformado por micelio blanco (Agrios 1996). Este patógeno es polífago y tiene distribución mundial (Delgado 2009).

Este patógeno pertenece a la clase Basidiomycetes; orden Agaricales; familia Tricholomataceae; género *Armillaria* (Roncal 2004).

Cuando las basidiósporas, germinan en el hospedero dan origen a hifas que se agrupan en forma paralela formando rizomorfos (Roncal 1993). Estos son eficientes en el transporte de nutrientes, se encuentra entre la corteza y la madera formado por un manto rizomórfico; en estas condiciones se aprecia los síntomas, primero clorosis seguido de defoliación y eventualmente la muerte (Wheeler 1969).

Las infecciones avanzadas permiten observar los basidiocarpos del hongo en la base muerta del árbol de igual manera ocurre en los tocones muertos (Alexopoulos *et al.* 1996).

2.6.4. Antracnosis.

Causado por diferentes especies del género *Colletotrichum*; destacando *Colletotrichum dematium* (Smith *et al.* 1992a), y *C. gloeosporioides* (Arguedas y Cots 2012).

En medio de cultivo PDA, desarrolla micelio abundante de color cremoso a gris amarillento, cuyas fructificaciones se presentan en forma de puntos rosados (Alexopoulos 1966); con abundante formación de conidios unicelulares, elípticos (Mendoza 1993). En las lesiones hundidas de la corteza del hospedero, el signo se observa en forma de puntos negros, que vienen hacer los acérvulos (Roncal 2004).

Taxonómicamente pertenece a la clase forma Deuteromycetes; orden forma Melanconiales; familia forma Melanconiaceae; género *Colletotrichum* (Roncal 2004).

Este patógeno afecta raíces y órganos aéreos de las plantas causando antracnosis, de diferentes tamaños, tanto en vivero, como en campo definitivo; las plantas vigorosas muestran tolerancia; sin embargo, las débiles son afectadas y mucho más en sequía frecuente y bajas temperaturas (Agrios 1996); Las infecciones severas, causan defoliación. Las ramas afectadas se necrosan en forma descendente (Agrios 1996).

2.6.5. Manchas foliares.

2.6.5.1. Manchas foliares, causada por *Cylindrocladium* sp.

El micelio en medio PDA, es de color blanco algodonoso, tiñéndose de color marrón después; en la parte central desarrolla conidios cilíndricos de extremos redondeados, pueden ser septados; estos se forman en fiálides cilíndricos (Boedijn y Reitsma 1950). Los conidios que infectan hojas, ocurrida la defoliación viven como saprófitos y en periodos secos se conserva en reposo (Cibrián 2013); parásito polífago, provoca caídas de plántulas, laceración de tallo y muerte progresiva (Smith *et al.* 1992a).

Taxonómicamente pertenece a la clase Sordariomycetes; orden Hypocreales; familia Nectriaceae; género *Cylindrocladium* (OEPP/EPPO 1998).

Este fitopatógeno, produce manchas foliares de gran tamaño, originando defoliación prematura y muerte de brotes. Las infecciones se presentan en la parte baja de la copa (Cibrián 2013). En plántulas causa pudrición de raíces, seguido de muerte generalizada semejante a muerte por fuego, que en hojas se llama tizón y en ingles leaf spot and blight (Tamayo *et al.* 2008). En vivero es común la chupadera fungosa o dumping-off. En plantas establecidas causa tizón de brotes, canchales en tallos de varias especies de árboles forestales (Lombard *et al.* 2010).

En forestales de maderas duras, se muestra un ennegrecimiento de la corteza de la raíz, acompañado de grietas longitudinales en el duramen. Infecciones severas del sistema radicular causa muerte total del árbol (Cordell *et al.* 2004).

2.6.5.2. Manchas foliares, causado por *Phyllosticta* sp.

Morfológicamente este patógeno presenta picnidios globosos ostiolados de color oscuro; dispuesto en el tejido del hospedero, los conidióforos son pequeños, crecen y desarrollan conidios ovoides y ovoides alargados (García 2017), unicelulares hialinos, numerosos de 2 a 2,5 µm por 5 a 7,5 µm (Lanier *et al.* 1978).

En las hojas afectan el parénquima foliar (Barnett & Hunter, citado por García 2017); causan manchas circulares de 1 mm de diámetro, de color pardo, el borde más oscuro y el centro blanquecino (Rupérez y Muñoz 1980).

Taxonómicamente está incluido en la clase forma Deuteromycetes; orden forma Sphaeropsidales; familia forma Sphaeropsidaceae; género *Phyllosticta* (Roncal 2004).

Este patógeno tiene como hospedantes a especies forestales; causándoles pequeñas lesiones pálidas en las hojas (Nadal y Moret 1984). Se caracteriza por maculicola que prospera sobre lesiones ocasionados por especies de los géneros *Ascochyta*, *Asteromella*, *Phoma*, *Phomopsis* y sobre lesiones ocasionadas por royas (Lanier *et al.* 1978).

2.6.5.3. Manchas foliares, causado por *Phomopsis*.

El micelio en medio de cultivo PDA, desarrolla picnidios oscuros, ostiolados; en el hospedero se encuentran medianamente inmersos, los conidióforos son simples, las picniosporas hialinas tienen dos formas características, unas son ovoides, elipsoides y otras filiformes curvadas (Roncal 2004).

Taxonómicamente está incluido en la clase forma Deuteromycetes; orden forma Sphaeropsidales; familia forma Sphaeropsidaceae; género *Phomopsis* (Roncal 2004).

Este patógeno es frecuente en el follaje y terminales de diferentes forestales y plántulas (Sosa de Castro *et al.* 2000).

Los síntomas iniciales se aprecian en ambos lados de la hoja, como manchas que pueden ser semicirculares o de forma irregular, de color café rojizo con bordes bien definidos. Las manchas de lesiones tienen picnidios que se distribuyen en círculos concéntricos que se distribuyen sobre la superficie total de la lesión (Cardona *et al.* 1995).

2.6.6. Fusariosis.

Fitoenfermedad propia de plantas establecidas en campo definitivo cuyo patógeno principal corresponde a *Fusarium oxysporum* y sus respectivas razas fisiológicas (Roncal 2004).

El hongo en medio de cultivo PDA, forma micelio de color blanco, ligeramente rosado, violáceo a púrpura, crece 1cm cada 24 horas; presenta microconidias unicelulares, hialinas, de forma elipsoidales a cilíndricas, rectas o curvadas; las macroconidias, multicelulares de acuerdo al número de septos que varía de tres a siete unidades; la célula basal elongada y atenuada. Forma clamidosporas por condensación de células de las hifas y de las macroconidias; éstas se caracterizan por presentar paredes gruesas; haciéndolo resistentes a condiciones adversas y ausencia de plantas hospederas. Estas estructuras son simples o en pares, terminales o intercalares, responsables de la sobrevivencia del hongo en tejidos muertos o en el suelo (Nelson, citado por Edquén 2019).

Este patógeno pertenece a la clase forma Deuteromycetes; orden forma Moniliales; familia forma Tuberculariaceae; género *Fusarium* (Roncal 1993).

Este fitopatógeno infecta el sistema vascular, causando en la parte aérea, marchitez, amarillamiento, necrosis foliar, podredumbre de raíz y chupadera (Smith *et al.* 1992a); metaboliza toxinas, que son transportadas a través del xilema y depositadas en los capilares de las hojas, apreciándose como clorosis de bordes de hojas, consecuencia de la intoxicación celular del parénquima; la intoxicación avanza a la nervadura central, generalizándose la pérdida del color verde normal, seguido de necrosis en bordes de color pajizo, avanzando a la nervadura principal; finalmente la hoja muere, doblándose a la altura de la lígula (Roncal 2004).

2.6.7. Mancha azul, causado por *Lasiodiplodia theobromae*.

En medio de cultivo PDA, el micelio inicia de color blanquecino, cambia a gris y termina oscuro, presenta conidios ovoides, unicelulares y hialinos, cuando maduran presentan un septo central, son de color café (Polanco *et al.* 2019); además, es común ver que tienen estrías longitudinales (Rodríguez 2011).

El primer reporte taxonómico corresponde a Griffon (1909); quien lo ubico en la clase Ascomycetes; orden Sphaeropsidales; familia Sphaeropsidaceae; género *Lasiodiplodia*. En la actualidad se encuentra ubicado en la división Ascomycota; clase Deuteromycetes; orden Sphaeropsidales; familia Sphaeropsidaceae; género *Lasiodiplodia* (Rodríguez 2011).

Como causa de la “mancha azul”; se califica como oportunista, ataca árboles que se encuentran en condiciones de estrés, está distribuido en ambientes cálidos y templados (Bazán de Segura 1970). Además, causa quemazón en brotes tiernos y necrosis en ramas (Rumbos *et al.* 2008); cosmopolita, propio del suelo, responsable de causar gran número de enfermedades (Khurana y Singh, citado por Khanzada *et al.* 2005). En la costa norte del Perú-Región Piura se encuentra afectando mango (*Mangifera indica*) y palto (*Persea americana* L.) (Rodríguez 2011).

Como patógeno se adapta a diferentes condiciones ambientales debido a que es capaz de utilizar sus mecanismos de virulencia en un amplio rango de temperaturas (Faria Da Casta 2012).

2.6.8. Antracnosis, causado por *Pestalotia* sp.

En medio de cultivo PDA, primero el micelio es blanco algodonoso, cambiando a color amarillo pastel, con el centro de color amarillo semejante a la yema de huevo; los conidios se encuentran concentrados en pequeños puntos negros (Castro 2003), son ovoides compuesta por 3 a más células con pigmentos oscuros, las centrales, y claras las extremas; la célula superior, presenta apéndices (Barnett y Hunter 1998, Roncal 2004); en el hospedero estos se forman en un acérvulo oscuro formado debajo de la epidermis; los conidióforos simples soportan conidios ovoides (Roncal 2004).

Taxonómicamente pertenece a la clase forma Deuteromycetes; orden forma Melanconiales; familia forma Melanconiaceae; género *Pestalotia* (Roncal 2004).

Las infecciones en hojas se aprecian como pequeñas necrosis circulares de color café rojizo a marrón, rodeado de un halo rojo. Estas lesiones se distribuyen en la mitad de la totalidad de las hojas, ocasionando finalmente defoliación (Castro 2003). Este hongo tiene comportamiento patógeno, parasito y saprófito (Barnett y Hunter 1998), debido a que se reproduce y desarrolla a expensas de su hospedero vivo o muerto; pero gran parte de su ciclo de vida es parásito (Rosello *et al.* 1986).

2.6.9. Phomopsis, causado por *Phoma* sp.

Morfológicamente se caracteriza por presentar picnidios de pared fina, color marrón, conidios unicelulares, hialinos, globosos, ovoides, con extremos redondeados; estos se forman en una célula especial conocido como blástica, por tanto, los conidióforos están ausentes; ostiolo central hialino, marrón oscuro y pared gruesa (Sutton 1980).

Taxonómicamente pertenece a la clase forma Deuteromycetes; orden forma Sphaeropsidales; familia forma Sphaeropsidaceae; género *Phoma* (Roncal 2004).

Los síntomas se presentan en hojas, inician como puntitos de color verde pálido, luego se amarilla, gradualmente se delimita con mayor claridad, apareciendo en el centro un color gris ceniza, donde se encuentran los picnidios o cuerpos fructíferos (Blanco, citado por Soberón 2018); como las primeras manchitas son incóspicuas, incrementan su tamaño en condiciones de alta humedad relativa y baja temperatura, de esta manera se aprecian manchas irregulares de mayor tamaño (Zapata *et al.* 2002).

Los síntomas en el tallo se observan como chancros y resquebrajaduras, de las cuales emergen resina en donde desarrolla cuerpos fructíferos como picnidios (Cibrián y García 2007).

2.6.10. Puntos negros, causado por *Macrophoma* sp.

Morfológicamente presenta picnidios oscuros, ostiolo en forma de globo, los conidióforos son simples cortos y alargados, a veces con una ramificación; las picnidiosporas unicelulares hialinas, tienen forma ovoide y elipsoide, mayores de 15 micras (Roncal 2004).

Taxonómicamente pertenece a la clase Deuteromycetes; orden Sphaeropsidales; familia Sphaeropsidaceae; género *Macrophoma* (Roncal 2004).

Este patógeno produce canchales negros, deprimidos, con un margen bien definido y a menudo presenta anillos concéntricos. Se caracteriza por presentar los picnidios oscuros sobre las hojas, y dejando a la hoja con un halo amarillento. Cuando la infección ocurre en plantas adultas, puede presentarse raquitismo, clorosis de las hojas, defoliación prematura y muerte de la planta. La infección suele ser más pronunciada en un lado de la planta (Walker, citado por Gordillo 2018).

2.6.11. Carbón del brezo (*Erica arborea*)

Causado por *Hormiscium ericae* U., reportado en España, formando costras fungosas semejante al hollín sobre ramas y tallos (Unamuno 1927).

El síntoma característico es la producción de conidióforos difundidos, formando un estrato grueso pulverulento y negro en la superficie del tallo; visto al microscopio está formado por cadenas de conidios escasamente ramosos, sésiles y contraídos a nivel de los septos; causando atenuación en ramillas hacia el ápice, a veces ligeramente encorvados (Unamuno 1927).

El signo, visto al microscopio se distinguen; conidios de forma, tamaño y color variados; mayormente son globosos, globoso en cono y cilíndrico, de color, pardo oscuros o vivamente amarillentos, de 21 a 42.8 μm x 4 a 10.7 μm , ascosporas más oscuro de 2 a 3.5 μm de grueso, densamente verrugoso (Unamuno 1927).



Fig. 1. Hifas artrospóricas de *Hormiscium ericae* U., en *Erica arborea* (Mikel Tapia 2013).

2.7. Enfermedades del quinual

En la actualidad, no se tiene información referente a enfermedades del quinual.

2.7.1. Hipertrofia del quinual

Causado por *Hypoxylon polylepi* MSRO, fitoenfermedad reportada, por primera vez, en plantaciones del centro poblado “El Cobro”, cerca de los yacimientos de oro de la mina Yanacocha, en Cajamarca - Perú (Mondragón y Roncal 2000).

Morfológicamente, este hongo presenta ascocarpos en peritecios semiesféricos, de 1 mm de diámetro; los hay elípticos 1.1 mm de diámetro por 1.3 mm de largo y alargados 1.0 mm de diámetro por 1.5 mm de largo. En corte longitudinal se aprecia un pseudoparénquima de color negro. Las ascas de 52 a 62 μm de longitud por 15 a 20 μm de ancho, contienen ocho ascosporas algo cilíndricas tetracelulares (Mondragón y Roncal 2000).

Taxonómicamente pertenece a la clase Ascomycetes; sub clase Pyrenomycetidae; Centrum Tipo Xylaria; orden Xylariales; familia Xylariaceae; género *Hypoxylon* (Roncal 2004).

Las infecciones se presentan en toda la parte aérea, en forma de tumoraciones, cuyo tamaño depende del diámetro de ramas y ramitas de plantas jóvenes y adultas. El efecto de las infecciones causa la separación de las células de los radios y fibras xilemáticas; las células de estos tejidos se hipertrofian, seguido de la rotura de los conductos xilemáticos, que no permiten la conducción de la solución suelo, causando flacidez y necrosis de hojas, finalmente ramitas, ramas y toda la planta muere en forma regresiva (Mondragón y Roncal 2000). En porciones del duramen se aprecia, un tejido carbonoso del hongo, debido a que afecta a la albura (Mondragón y Roncal 2000).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación

El trabajo de investigación se desarrolló en campo y laboratorio. Las muestras de ramas con síntomas y signos de hollín se obtuvieron de rodales y macizos de quinual en Conga Buenos Aires, Hualgayoc - Bambamarca de la Región Cajamarca.

Tabla 1. Condiciones Meteorológicas y coordenadas geográficas del lugar donde se colectaron las muestras de quinual (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón).

Lugar	Altitud (m)	Coordenadas UTM		T° \bar{X} mensual (°C)	HR \bar{X} mensual (%)	PP \bar{X} mensual (mm)
		Norte	Este			
Conga Buenos Aires	3800	9246440	786521	10.2	85.1	88.3

Fuente: MYRL 2010.

En el Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, se realizó la identificación del agente causal y la patogénesis respectiva. Este Laboratorio se encuentra a 2700 m de altitud, a 3.5 km distante de la ciudad de Cajamarca, carretera Baños del Inca, 7°10'48" de latitud sur y 78°06'48" de longitud Oeste.

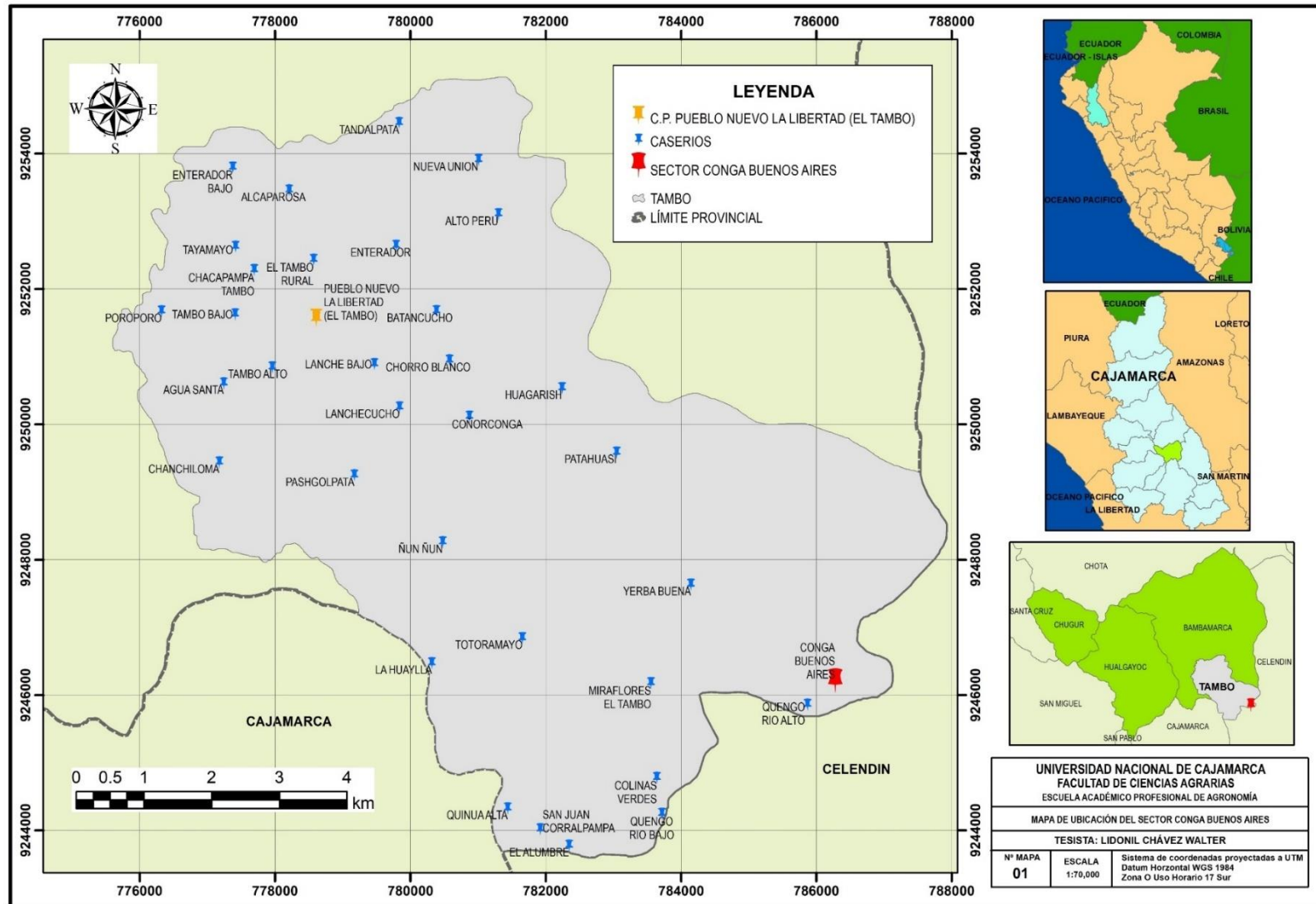


Fig. 2. Mapa de ubicación del sector Conga Buenos Aires, provincia de Hualgayoc - Bambamarca, donde se realizó la colección de muestras.

3.2. Materiales

3.2.1. Material biológico

Tallos y ramas de quinual, con signos y síntomas de hollín.

3.2.2. Materiales y equipos de campo

Tijeras de podar, cuchilla de injerto, libreta de apuntes, etiquetas de identificación, plumón indeleble, papel periódico, bolsas de polietileno, cinta de embalaje.

GPS, para la georreferenciación del lugar donde se recolectó las muestras para el trabajo de investigación.

3.3. Materiales y equipos de laboratorio

3.3.1. Equipos de esterilización y asepsia

Autoclave, cámara de flujo laminar, incubadora, estufa, mecheros y pulverizador.

3.3.2. Equipo óptico

Lupa, estereoscopio, microscopio compuesto y cámara fotográfica.

3.3.3. Material de vidrio

Láminas porta y cubre objetos, tubos de ensayo de diferente capacidad, placas Petri, matraz Erlenmeyer y pipetas.

3.3.4. Desinfectantes

Alcohol etílico al 70 %, hipoclorito de sodio al 2 %.

3.3.5. Medio de cultivo

Papa, dextrosa, agar (PDA).

3.3.6. Otros Materiales

Guardapolvo de laboratorio, franela, papel higiénico, papel toalla, papel de aluminio, agua destilada estéril, balanza digital, cocina eléctrica, encendedor, cámaras húmedas de plástico de 1000 CC., 500 CC. y 250 CC., tijeras, navajas,

bisturís, agujas hipodérmicas, agujas MRO, pinzas, asa de siembra, sorbetes de plástico, algodón, fólдерes, papel bond A4, lapiceros, perforador, regla graduada, cinta masking y cinta adhesiva.

3.4. Metodología

3.4.1. Trabajo en campo

a) Colección de muestras de plantas afectadas

De los macizos y cercos vivos de quinal de diferentes edades se colectaron tallos y ramas con signos y síntomas del hollín.

b) Traslado de muestras

Para ser conducidas al Laboratorio, se dispusieron en táperes de plástico, con su respectiva identificación.

3.4.2. Trabajo en laboratorio

En el laboratorio de Fitopatología, se seleccionaron porciones del signo hollín, de tallos y ramas, estas se observaron minuciosamente con lupa, estereoscopio y microscopio, este estudio permitió la caracterización somática del micelio.

3.4.2.1. Aislamiento de patógenos fungosos que causan el hollín en quinal.

a) Características macro y microscópicas del signo hollín.

Para determinar estas características se realizaron observaciones, con lupa, estereoscopio y microscopio; anotando y fotografiando cada muestra; con la finalidad de obtener figuras que nos permitieron determinar el género del patógeno.

b) Desarrollo de los patógenos del hollín en medio PDA.

Porciones de hollín, de la base del tallo, ramas y ramitas, en forma independiente fueron lavadas con agua corriente, luego se enjuagaron con agua destilada estéril, después se dispusieron en cajas Petri sobre papel toalla por espacio de 60 minutos, tiempo que permitió la pérdida de humedad de la muestra; inmediatamente con ayuda de aguja hipodérmica N°25, se realizó la siembra de

pequeñas porciones de hollín en medio de cultivo PDA y se incubó a 22°C, observándose cada 24 horas durante cinco días, consignando el proceso de crecimiento del micelio que se muestra en la tabla 2.

c) Purificación y multiplicación de hongos.

Del signo hollín desarrollado, bajo condiciones asépticas y utilizando el estereoscopio, se verificó las características del micelio de cada uno de estos aislamientos, se realizó la multiplicación, en nuevas placas Petri; práctica que consistió en separar 1 mm² de micelio, utilizando agujas hipodérmicas N°25.

Estas siembras se incubaron a 22°C, realizando las observaciones cada 24 horas; las cepas del hongo que producen picnidios se observaron durante 168 horas (07 días) y el hongo que producía artrosporas se observó durante 432 horas (18 días).

d) Estudio morfológico de los hongos.

Con la finalidad de determinar las características morfológicas de los patógenos que causan hollín en quinal, se procedió a realizar la siembra monospórica de las cepas del hongo que produce picnidios y células de resistencia tipo artrosporas en micro cultivo PDA.

e) Siembra monospórica de los patógenos fungosos, en micro cultivo PDA.

Utilizando la cámara de flujo laminar, se dispuso de seis láminas porta objetos con una gota de medio de cultivo PDA, en las cuales, con ayuda de la aguja MRO se sembraron dos células de resistencia tipo artrospora del hongo que muestra estas estructuras, además uno o dos conidios del hongo que produce picnidio; inmediatamente, la siembra se colocó el cubre objetos, realizando ligera presión.

Cada porta objetos se ubicó sobre un ángulo de polietileno (sorbete desinfectado); el mismo que estaba situado en una placa Petri que contenía de 4 cm³ de agua destilada estéril; líquido que a través de la evaporación cuando se incubaba, permite mantener la humedad relativa adecuada, para la germinación, crecimiento y desarrollo del hongo.

Estas siembras se incubaron a 22°C, realizándose las observaciones cada 24 horas; la siembra monospórica se observó durante 168 horas (07 días) y el desarrollo del hongo procedente de la siembra de esporas de resistencia tipo artrosporas se observó durante 288 horas (12 días).

Los cambios morfológicos y la diferenciación de las estructuras somáticas del micelio, se fotografiaron, para ser utilizados en la identificación de los géneros, utilizando claves micológicas.

f) Identificación de los géneros.

Las estructuras somáticas de los hongos sirvieron para identificar los géneros causantes del hollín del quinal. Usando las claves de identificación “Illustrated genera of imperfect fungus” de Barnett (1960) y Barnett & Hunter (1998).

g) Conservación de hongos.

Las cepas de los patógenos fueron conservadas en medio de cultivo PDA, en tubos de ensayo de 150 mm de longitud y 20 mm de diámetro. El proceso consistió en disponer el medio de cultivo PDA en tubos de ensayo con medio PDA estéril, en plano inclinado. Después de 24 horas, sembramos porciones de micelio de 5 mm², de cada una de las cepas de los patógenos. Una vez realizado la siembra, los tubos se identificaron y protegieron con papel aluminio.

h) Obtención de metabolitos tóxicos del *Hormiscium* sp.

En un Erlenmeyer de 500 ml de capacidad, se preparó 200 ml de medio de cultivo líquido constituido por agua destilada y 3 gramos de dextrosa (AD); éste, después de la esterilización, se dispuso en partes de dos equipos venoclis de 150 ml de capacidad.

En cada frasco se apertura una ventana de 2.5 cm², para dejar una porción de 5 mm² micelio del hongo, luego se selló herméticamente y se dejó desarrollar al hongo a temperatura ambiente por 20 días.

El cambio de color del medio, de crema a marrón claro, se aprecia a partir de 168 horas (7 días), acentuándose a medida que el micelio cubre la superficie del medio.

i) Ensayo de patogenicidad.

Teniendo en cuenta que el hongo, durante su crecimiento y desarrollo en el medio líquido, ha liberado toxina, realizamos el ensayo; exponiendo terminales de quinual en el líquido concentrado y diluido.

Para la preparación de las diluciones utilizamos cinco tubos de ensayo de 15 ml de capacidad debidamente esterilizados. En tres tubos de ensayo vertimos 9 ml de agua destilada estéril, un tubo de ensayo dispuesto de 10 ml de agua estéril como testigo y un último tubo de ensayo que contiene 10 ml de concentrado.

Del concentrado "**C**" de metabolitos se pipetea 1 ml al tubo "**a**", obteniendo la concentración de 1/10; de ésta se pipetea 1 ml al tubo "**b**" obteniendo la concentración de 1/100; de ésta se pipetea 1 ml al tubo "**c**", obteniendo la concentración de 1/1000 y (**T**) el testigo en agua estéril.

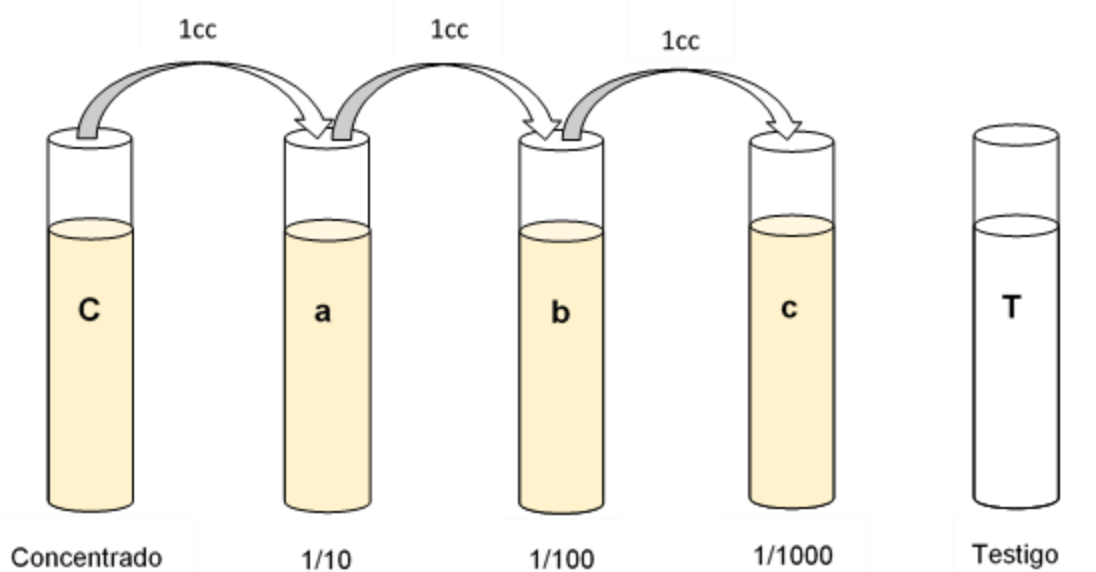


Fig. 3. Obtención de las diluciones. (**C**) concentrado, (**1/10**) dilución uno en 10(**a**), (**1/100**) dilución uno en 100(**b**), (**1/1000**) dilución uno en 1000(**c**) y (**T**) testigo.

Para el ensayo de patogenicidad, utilizamos 5 terminales de quinual de 12 cm de longitud y 5 mm de diámetro; y se colocaron en tubos, cada tubo con su respectivo terminal se protegió con papel de aluminio y la gradilla se dispuso en la cámara de cristal; consignando los resultados en la tabla 3.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Morfología del hongo que produce el signo “hollín”.

En el hospedero el “hollín”, se encuentra distribuido sobre los ritidomas, desde la base del tallo y ramas de la planta enferma, a excepción de hojas. A la vista y con lupa, se aprecia como masa negra compacta.



Fig. 4. Planta de quinal (*Polylepis racemosa*) afectada por hollín.

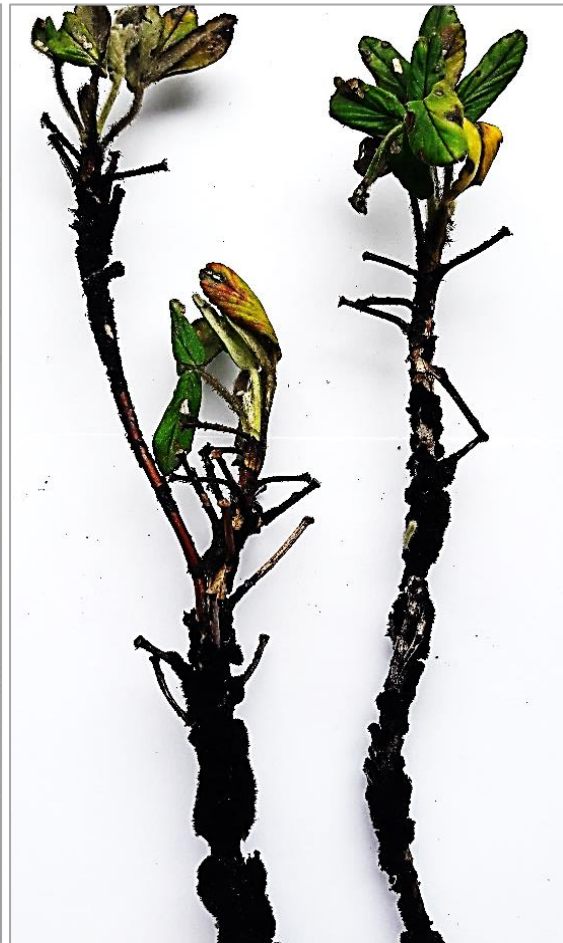


Fig. 5. Ramas del quinal (*P. racemosa*) mostrando hollín.

Observado a través del estereoscopio, el hollín se aprecia formando grupos compactos cubriendo el diámetro del tallo y ramas, entre porción y porción se aprecian espacios libres.



Fig. 6. Signo hollín observado al estereoscopio en la superficie del tallo.



Fig. 7. Hifas de *Hormiscium* sp., que en conjunto conforman el signo hollín.

Cada masa de hollín está conformada por estructuras filiformes oscuras, que a la vista se muestran de color gris, estas hifas fungosas están constituidas por células de resistencia tipo artrosporas y se observan fuertemente adheridas entre sí; cada hifa presenta ramificaciones finales que terminan en punta.

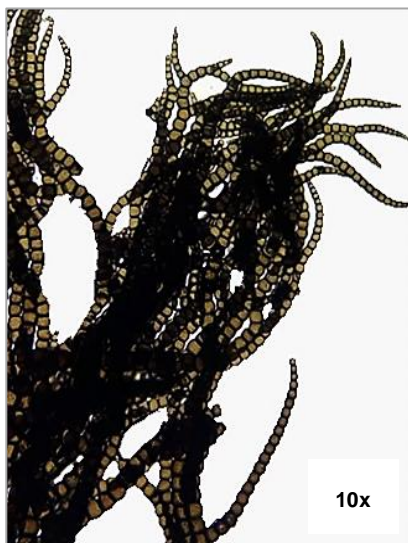


Fig. 8. Micelio de *Hormiscium* sp., mostrando hifas con células de resistencia tipo artrosporas.

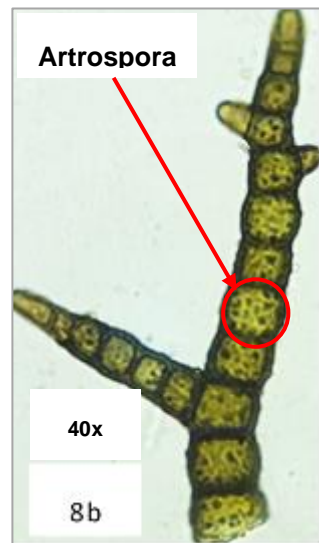


Fig. 9. Detalle de hifas de *Hormiscium* sp., formadas por artrosporas.

a) Micelio

Transcurrido 48 horas después de la siembra de artrosporas en el medio PDA, se observa una colonia blanquecina, cuyas hifas tienen terminales transparentes. Transcurrido 144 horas (6 días), las hifas del margen del micelio, inicia la pigmentación, mostrándose jaspes de color oscuro; entre 192 y 216 horas (8 - 9 días), el color oscuro se acentúa, debido a la formación de células de resistencia, este espacio pigmentado mide de 1 a 1.2 cm. Transcurrido el tiempo, este margen aumenta de tamaño tanto para el borde como al centro de la placa Petri, terminado de color oscuro entre 384 - 432 horas (16 y 18 días).



Fig. 10. Micelio de *Hormiscium* sp., a 48 horas de incubación en medio PDA.

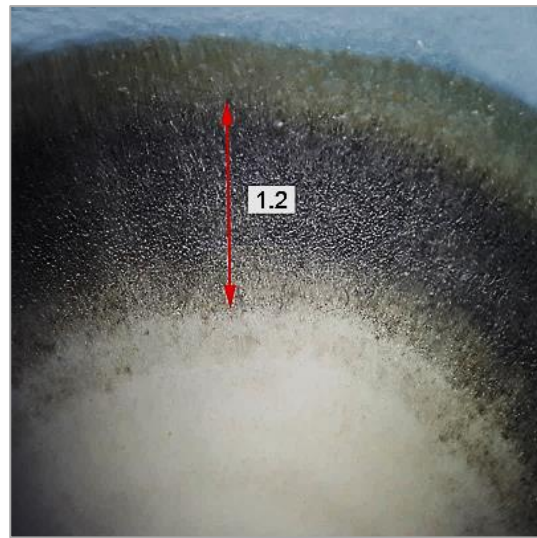


Fig.11. Micelio de *Hormiscium* sp., mostrando margen pigmentado de negro a 432 horas (18 días), por la formación de artrosporas en medio PDA.

Tabla 2. Obtención del signo hollín en medio de cultivo PDA.

Muestra de hollín	Observaciones				
	24 horas	48 horas	72 horas	96 horas	120 horas
Base del tallo de planta	Hifas no visibles	Crecimiento radial de micelio de 0.9 cm de diámetro de color blanco, acompañado de sustancia lechosa	Crecimiento radial de micelio de 1.35 cm de diámetro de color blanco, con ligera pigmentación rosada	Incremento radial de micelio de 1.7 cm de diámetro, se mantiene la pigmentación rosada	Diámetro de micelio en la placa Petri de 2.3 cm, inicio de pigmentación oscura en los extremos del micelio en placa Petri.
Parte media de rama	Hifas no visibles	Crecimiento radial de micelio de 0.9 cm de diámetro de color blanco, acompañado de sustancia lechosa	Crecimiento radial de micelio de 1.4 cm de diámetro de color blanco, con ligera pigmentación rosada	Incremento radial de micelio de 1.9 cm de diámetro, se mantiene la pigmentación rosada	Diámetro de micelio de 2.4 cm, inicio de pigmentación oscura en los extremos del micelio
Parte terminal de rama	Hifas no visibles	Crecimiento radial de micelio de 0.9 cm de diámetro de color blanco, acompañado de sustancia lechosa	Crecimiento radial de micelio de 1.3 m de diámetro de color blanco, con ligera pigmentación rosada	Incremento radial de micelio de 1.9 cm de diámetro, se mantiene la pigmentación rosada	Diámetro de micelio de 2.5 cm, inicio de pigmentación oscura en los extremos del micelio

b) Diferenciación estructural de *Hormiscium* sp.

En medio de cultivo PDA, las artrosporas germinan entre 24 y 48 horas, produciendo un tubo germinativo hialino. Transcurrido 72 horas, el tubo germinativo inicia su ramificación, dejando ver septos, que dan origen a células hialinas polimorfas; entre 96 y 120 horas, a simple vista se aprecia el crecimiento radial del micelio algodonoso, que visto al microscopio deja ver hifas constituidas por células cilíndricas, ovoides, esféricas intercaladas entre sí y con pigmentación marrón. Transcurrido 432 horas, las células rectangulares de las hifas, se transforman en células de resistencia tipo artrosporas, esféricas achatadas, en la porción de unión de unas a otras; algunas de ellas incrementan su tamaño y son de pigmentación más oscuro.

El color oscuro del micelio, es por transformación de las células que conforman las hifas, en células de resistencia tipo artrosporas y en cadena. Cuando una artrospora germina dan origen a ramas hifales con células hialinas que terminan pigmentándose como estructuras de conservación.

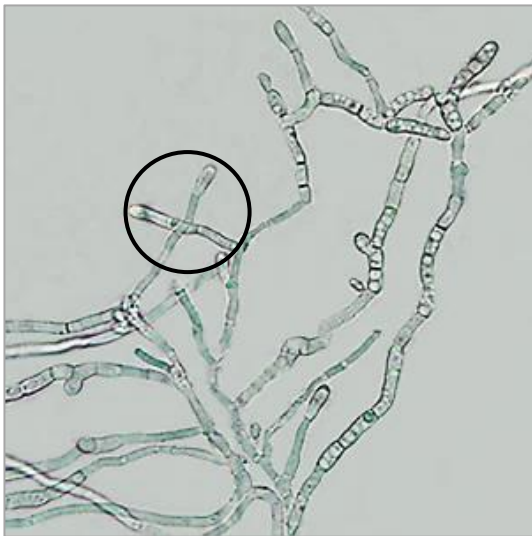


Fig. 12. Micelio de *Hormiscium* sp., formado por hifas hialinas.



Fig.13. Hifas de *Hormiscium* sp., mostrando la transformación de artrosporas.



Fig. 14. Hifas de *Hormiscium* sp., mostrando células hialinas y células oscuras de conservación tipo artrosporas.

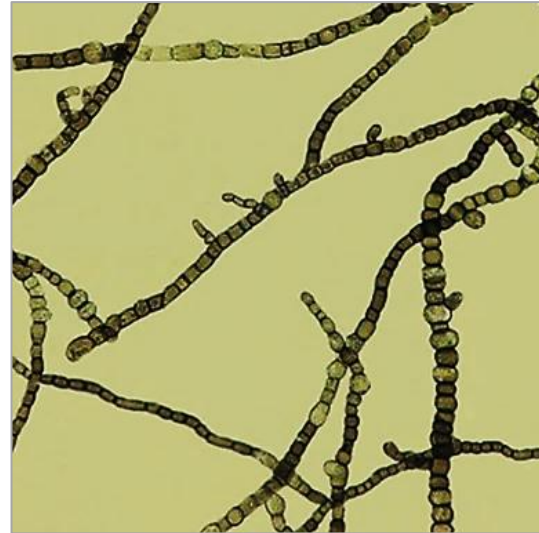


Fig. 15. Hifas de *Hormiscium* sp., con la totalidad de células de conservación tipo artrosporas.

c) Identificación de *Hormiscium* sp.

Las características morfológicas anteriormente descritas, nos permitieron identificar al género *Hormiscium*, según la clave de identificación Illustrated genera of imperfect fungi (1960), ver pág. 46 (anexo); las características morfológicas de este patógeno son idénticas a la especie *Hormiscium ericae* Unamuno, patógeno de tallos y ramas de *Erica ericae*, en España (Unamuno 1927).

En el libro Illustrated genera of imperfect fungi, publicado por Barnett y Hunter en 1999, al género *Hormiscium*, lo nombran *Torula* y consideran tres especies: *Torula fuliginosa* sobre tallos de *Erica umbellata*; *T. herbarum*, en *Urtica urens* y *T. rhododendri* sobre *Rhododendrum ferrugineum*, todos diagnosticados en España; en la presente investigación optamos por el nombre *Hormiscium* según Barnett (1960); además a este género se considera como variante del género *Torula* (Barnett y Hunter 1999).

Taxonomía, hasta 1960, se incluye en la clase Deuteromycetes, orden Moniliales, familia Moniliaceae, género *Hormiscium* (Barnett 1960).

d) Patogénesis de *Hormiscium* sp.

En la naturaleza a este patógeno se encuentra formando el signo “Hollín”, que termina provocando la muerte regresiva del hospedero.

Para precisar el proceso de patogénesis, se expusieron terminales de quinual al efecto de los metabolitos del hongo. En el concentrado y la dilución 1/10, los terminales mostraron el efecto de los metabolitos tóxicos en 12 horas; tiempo que permitió la traslocación del líquido a través del xilema, afectando primero los capilares de los folíolos, tanto en el ápice como los bordes, ocurrida la intoxicación de las células del parénquima, éstos pierden consistencia, el color verde normal empalidece; transcurrido 24 horas, se aprecia epinastia de hojas, las células que conforman el pecíolo son afectadas, pierden turgencia, se vuelven frágiles y se doblan. La muerte de células que conforman el parénquima de los folíolos, hace que estos se enrollen, producto de la deshidratación se tornan quebradizos.

Los terminales, expuestos en la dilución 1/100, muestran los mismos síntomas a partir de las 24 horas, acentuándose a partir de las 48 horas. En cambio, con la dilución 1/1000, el efecto de intoxicación se logra diferenciar entre 48 y 72 horas, con una necrosis muy ligera.

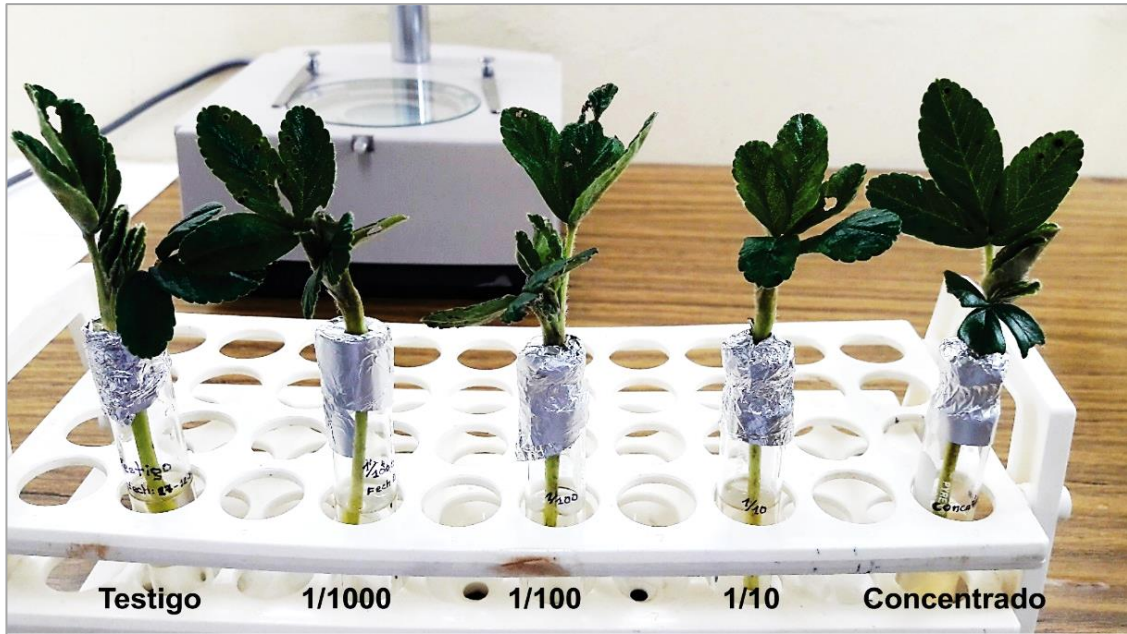


Fig. 16. Terminales de quinual (*Polylepis racemosa*), dispuestos en diferentes diluciones de metabolitos tóxicos de *Hormisium* sp.



Fig. 17. Intoxicación de terminales de quinual (*Polylepis racemosa*), expuestos en diferentes concentraciones de metabolitos tóxicos de *Hormisium* sp.

En corte transversal de los terminales expuestos al proceso de patogénesis, se aprecian: peridermis, súber, felógeno y felodermis, con células pigmentadas de color marrón amarillento y marrón rojizo producto de intoxicación de tejidos vegetales por acción de algunos hongos como lo reporta Roncal (2004).

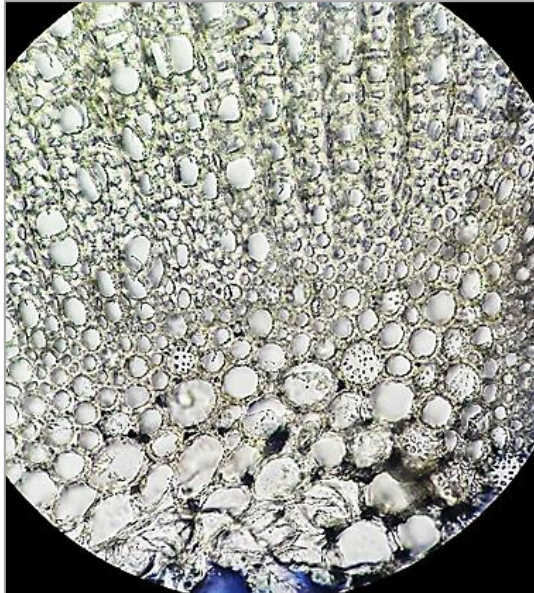


Fig. 18. Corte transversal de terminales sanos de quinual (*Polylepis racemosa*).

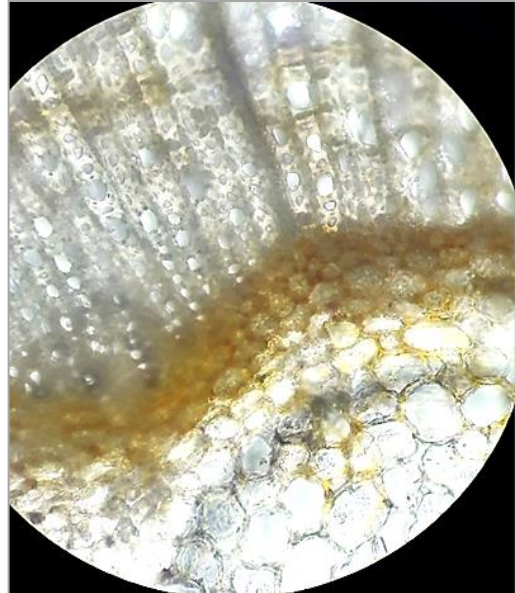


Fig. 19. Corte transversal de terminales de quinual, mostrando el proceso de intoxicación por *Hormiscium* sp.

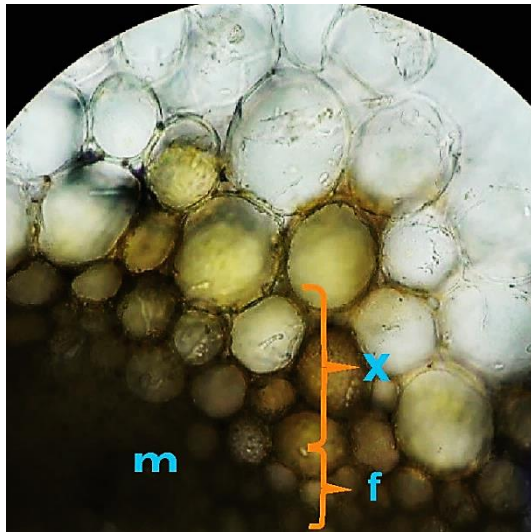


Fig. 20. Médula (m), fibras (f) y xilema (x), necrosadas por intoxicación de *Hormiscium* sp.

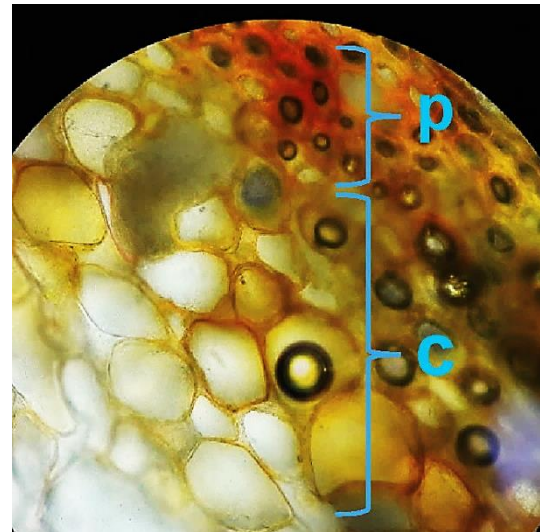


Fig. 21. Intoxicación de peridermis (p) y corteza (c), causado por *Hormiscium* sp.

Tabla 3. Ensayo de patogenicidad de *Hormiscium* sp., en terminales de quinual (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón).

Diluciones	Tiempo de exposición a las toxinas	Descripción
Concentrado	12 h	<p>Transcurrido 12 horas de exposición, terminales de quinual, se aprecian foliolos verdes pálidos; hojas quebradizas y enrolladas con apariencia de quemado; peciolulos y peciolos se aprecia epinastia.</p> <p>En corte transversal del tallo, observamos la corteza, peridermis, xilema y médula, de color marrón, anaranjado y amarillo oscuro; por intoxicación.</p>
1/10	12-24 h	<p>Transcurrido 12 horas de exposición, terminales de quinual, se observa ligeros cambios en foliolos, peciolulos y peciolos. A las 24 horas; se aprecian foliolos verdes pálidos; hojas quebradizas y enrolladas con apariencia de quemado; peciolulos y peciolos se aprecia epinastia.</p> <p>Corte transversal del tallo, observamos la corteza, peridermis, xilema y médula, presentan un color marrón, anaranjado y amarillo oscuro; por intoxicación.</p>
1/100	12-24-48 h	<p>Transcurrido 12 horas de exposición, terminales de quinual, no observamos cambios. A las 24 horas observamos ligeros cambios en foliolos, peciolulos y peciolos. En 48 horas, se aprecian foliolos verdes pálidos; hojas quebradizas y enrolladas con apariencia de quemado; peciolulos y peciolos se aprecia epinastia.</p> <p>Corte transversal del tallo, observamos la corteza, peridermis, xilema y médula, presentan un color marrón, anaranjado y amarillo oscuro; por intoxicación.</p>
1/1000	12-24-48-72 h	<p>Transcurrido 12 horas de exposición, terminales de quinual, no se aprecia cambios. A las 24 horas no hay cambios. En 48 horas, ligeros cambios. En 72 horas se aprecian foliolos verdes pálidos; hojas quebradizas y enrolladas con apariencia de quemado; peciolulos y peciolos se aprecia epinastia.</p> <p>Corte transversal del tallo, observamos la corteza, peridermis, xilema y médula, presentan un color marrón, anaranjado y amarillo oscuro; por intoxicación.</p>
Testigo	72 h	<p>No se aprecia cambios en foliolos, peciolulos y peciolos.</p> <p>Corte transversal del tallo, observamos la corteza, peridermis, xilema y médula, no presentan intoxicación.</p>

4.2. Morfología del hongo que produce picnidios.

a) Micelio

En medio PDA, a las 24 horas se aprecia de crecimiento radial algodonoso de color blanco; que vista al microscopio se muestran hifas hialinas segmentadas. Entre 72 a 96 horas, el color blanco algodonosos cambia a ligera pigmentación rosado claro. Entre 96 y 120 horas, aparece un anillo de 1 cm de espesor teñido de amarillo claro y amarillo oscuro, indicando que inicia aglutinación de hifas para formar el picnidio, esta característica lo reporta Alexopoulos & Mims (1979); entre 144 y 168 horas, el micelio superficial de la placa Petri termina de color negro, con copos algodonosos de color blanco que corresponden al conjunto de hifas somáticas de crecimiento y desarrollo aéreo.

La pigmentación oscura del medio indica la formación del signo en “**puntos negros**” llamado “**picnidio**”; finalmente el micelio superficial termina formando picnidios, la placa termina de color negro.

b) Caracterización estructural del picnidio.

Esta estructura se forma por aglutinación de hifas, tipo sinfogeno como lo reporta Alexopoulos & Mims (1979), el hongo realiza este cambio somático, en condiciones adversas principalmente de temperatura, humedad y alimento.

Los puntos negros, vistos bajo el estereoscopio se aprecian de forma esférica, con ligero cuello que termina en el ostiolo, de color marrón amarillento a marrón oscuro.

La pared superficial de picnidios, está constituido por células poliédricas de paredes gruesas y cubiertas de pigmentos oscuros destacando la melanina, esta característica lo reporta Alexopoulos & Mims (1979). Las células internas son polimorfos hialinas, de estas se desprenden pequeños conidióforos unicelulares, sobre los cuales se diferencian, crecen y desarrollan conidios hialinos unicelulares ovoides y alargados.

Los picnidios se caracterizan por presentar ostiolos, a través de los cuales salen los conidios.

c) Identificación del género.

Utilizando las claves de identificación de Barnett & Hunter (1999) y comparando con las características determinadas anteriormente, se determinó al género *Macrophoma* (ver apéndice).

Taxonomía, pertenece a la clase Deuteromycetes, orden Sphaeropsidales, familia Sphaeropsidaceae, género *Macrophoma* sp. (Barnett & Hunter 1999).

d) Patogénesis de *Macrophoma* sp.

Este patógeno, como todo Sphaeropsidal afecta diferentes órganos tiernos de las plantas como lo reporta Barnett & Hunter (1999); causando lesiones oscuras en la corteza en diferenciación de ramitas y en los folíolos de las hojas. En las lesiones de estos órganos no es frecuente la diferenciación de picnidios, debido a la presencia del micelio de *Hormiscium* sp.

Las infecciones de la corteza por *Macrophoma* sp., en el tallo principal, ramas y ramitas laterales, cubiertas por ritidomas, ocurre a través de lenticelas, afectando a la corteza, según Elorrieta (2015) con repercusión de muerte regresiva que avanza hasta el tejido lignificado donde se detiene (Gil y Leguizamón 2000).

La muerte regresiva de los órganos afectados del quinal, también se debe al ataque de *Hormiscium* sp. Prueba de ello es la presencia de hifas de ambos patógenos en la masa negruzca del "Hollín del quinal".



Fig. 22. Micelio blanco algodonoso de *Macrophoma* sp., a 48 horas de incubación en medio PDA.



Fig. 23. Micelio gris claro, formación de picnidios de *Macrophoma* sp., en medio PDA.

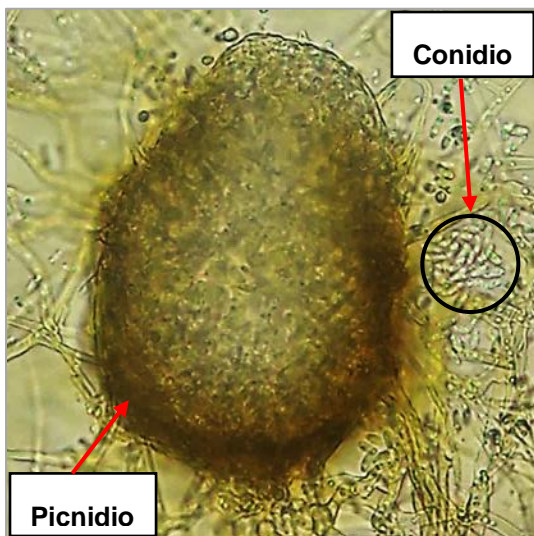


Fig. 24. Vista panorámica de un picnidio con conidios unicelulares de *Macrophoma* sp.

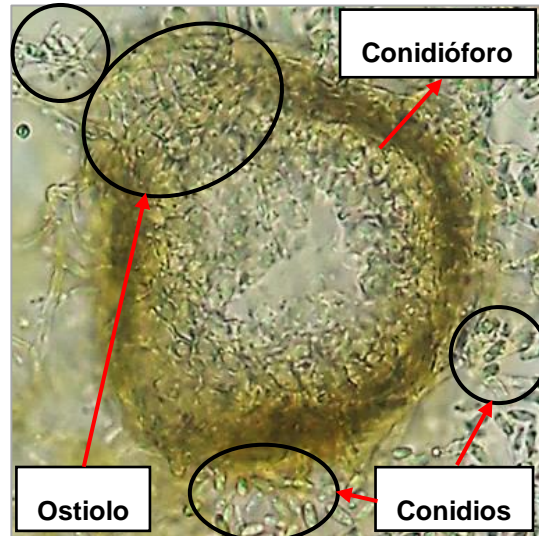


Fig. 25. Picnidio de *Macrophoma* sp., en corte longitudinal mostrando ostiolo, conidióforos y conidios unicelulares.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. El hollín del quinal (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón), es causado por dos agentes fungosos: *Hormiscium* sp. y *Macrophoma* sp., ambos de la clase Deuteromycetes; el primero del orden Moniliales, familia Dematiaceae, y el segundo del orden Sphaeropsidales, familia Sphaeropsidaceae.

5.2. *Hormiscium* sp., causa intoxicación de células del súber, felógeno y felodermis (peridermis), necrosando la corteza, ocasionando epinastia del follaje, seguido de necrosis y defoliación. El micelio de éste se observa naturalmente como hollín.

5.3. *Macrophoma* sp., afecta células superficiales de la corteza de tallos, ramas y foliolos, causando lesiones oscuras, con presencia del signo en picnidios.

5.4. Se recomienda realizar investigaciones “in vitro” para determinar la relación de sinergismo de ambos fitopatógenos.

CAPÍTULO VI

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrios, GN. 1996. Fitopatología. 2 ed. México, Editorial Limusa. 838 p.
- Alexopoulos, CJ. 1966. Introducción a la Micología. Editorial Universitaria de Buenos Aires. Segunda reimpresión. 615 p.
- Alexopoulos, CJ; Mims, CW. 1979. Introductory Mycology. 3 ed. New York. Chichester Brisbane Toronto. John Wiley & Sons. 632 p.
- Alexopoulos, CJ; Mims, CW; Blackwell, M. 1996. Introductory Mycology. New York. John Wiley & Sons. 869 p.
- Arguedas, M; Cots, J. 2012. La “antracnosis” (*Colletotrichum* spp.) en viveros forestales. Revista Forestal Mesoamericana Kurú, 9(22):60. <https://doi.org/10.18845/rfmk.v9i22.364>
- Barnett, HL. 1960. Illustrated genera of imperfect fungus. Second edition. Department of Plant Pathology, Bacteriology and Entomology. West Virginia University. Morgantown, West Virginia. 225 p.
- Barnett, HL; Hunter, BB. 1998a. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. The American phytopathological society. Minnesota. USA. 314 p.
- Barnett, HL; Hunter, BB. 1999b. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Fourth edition. McMillan Publishing Company. 4, th Ed. New York. 218 p.
- Bazán De Segura, C. 1970. Mancha Azul de Algunas Maderas Tropicales Peruanas. Revista Forestal del Perú, 4(1-2): 32-42. UNALM. Lima.
- Blanco, J. 1992. Enfermedades diagnosticadas en el cultivo de uchuva, *Physalis peruviana* L. Agro-Desarrollo 13: 7-12
- Boedijn, KB; Reitsma, J. 1950. Notes on the genus *Cylindrocladium* Published by Herbarium Bogoriense, Kebun Raya Indonesia Vol. 1, Part 1. p. 51-60

- Brako, L; Zarucchi, JL. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden. 45 v. 1286 p.
- Bremer, R; Vásquez, R; Rojas, R. 2009. The Angiosperm Phylogeny Group Classification for the Orders and Families of Flowering Plants: APG III. Botanical Journal of the Linnean Society. 161(2):105-121.
- Cardona, C; Flor, CA; Morales, FJ; Pastor, MA. 1995. Problemas de campo en los cultivos de frijol en el trópico. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia. 220 p.
- Castro, SN. 2003. Ocurrencia de *Pestalotia* sp. Causando lesiones necróticas en Jasmín de cabo (*Gardenia augustas*) en corrientes Argentina, Universidad Nacional del Nordeste. Consultado 10 jul. 2008. Disponible en <http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/cyt/2003/comunicaciones/05-Agrarias/A-019.pdf>.
- Cibrián, TD; Alvarado, RD; García, DS. 2007. Enfermedades Forestales en México. 1era Ed. México, Universidad Autónoma de Chapíngo. p. 104-107, 142, 143,146 a 180, 289-305
- Cibrián, TD. 2013. Manual para la Identificación y Manejo de Plagas en Plantaciones Forestales Comerciales. México: Universidad Autónoma Chapingo-CONAFOR-CONACYT.
- Cordell, CE; Barnard, EL; Filer, TH. 2004. *Cylindrocladium* diseases. Consultado feb. 2018. En línea: <http://www.forestpests.org/nursery/cylindrocladium.html>.
- Correa de Restrepo, M; Peñuela, A. 2002. Aspectos de la Biología de un Hongo del género *Rhizoctonia* y de su interacción in vitro con *Fusarium oxysporum* f. sp. dianthi. Acta Biológica Colombiana. Retrieved from <https://rdudemo.unc.edu.ar/bitstream/handle/123456789/804/Art4V7N1%281%29.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
- Delgado, E. 2009. Identificación de Agentes Causantes de Enfermedades en Plántulas Forestales, en Fondebosque - Juan Guerra - San Martín. Universidad

Nacional de San Martín-Tarapoto. Retrieved from <http://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/UNSM/1208/ITEM%4011458-461.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

Edquén, MN; Roncal, MS. 2019. Fungosis del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) Var. Biloxi en el distrito de Jesús. Tesis Ing. Agrónomo. Cajamarca, Perú. UNC. p. 56-58

Elorrieta, Ch; Márquez, FR. 2015. Identificación del Agente Causal y Control químico de la Muerte Regresiva (*Phoma* sp.) de brotes en café. (*Coffea arabica* L.), en Santa Ana - La Convención - Cusco. Tesis Ing. Agronomía Tropical. Cusco, Perú. UNSAAC. p. 7

Faria Da Costa, FC. 2012. *Lasiodiplodia theobromae*: un fungo Fitopatogénico que infecta humanos. Departamento de Biología. Universidad de Aveiro.

Figuroa, Z; Fischersworing, B; Rosskamp, R. 1996. Café Orgánico. Edit. Novella Publigráf S.R.L. Perú. 171 p.

Flores, E. 1999. La planta y su función. 2 volumen. Editorial del LUR. Costa Rica.

García, D; Sáenz, OR; Roncal, MS. 2017. Etiología y Patogénesis de Manchas Foliares en eucalipto (*Eucalyptus globulus* Labill.) en la Provincia de Cajamarca. Tesis Ing. Forestal. Cajamarca, Perú. UNC. 84 p.

Gil, LF; Leguizamón, JE. 2000. La muerte descendente del cafeto (*Phoma* sp.). Avances Técnicos Cenicafe No. 278: p. 1-4

Gordillo, EE; Sánchez, A. 2018. Microherbicida Asociado a la mancha Foliar de *Chenopodium álbum* en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Tesis Ing. Agrónomo. México. UAAAN. p. 29

Griffon, E; Maublanc, A. 1909. Sur une maladie du cacaoyer. Bulletin Trimestriel de la Société Mycologique de France 25(1):51-58.

Hofstede, R. 1998. Geografía, Ecología y Forestación de la sierra alta del Ecuador. 1 ed. Editorial Abya Yala. Quito - Ecuador.

- Jauch, C. 1985. Patología vegetal. 3 ed. Editorial el Ateneo. Buenos Aires - Argentina. 320 p.
- Khanzana, M; Lodhi, M; Shahzad, S. 2005. Chemical control of *Lasiodiplodia theobromae*, the causal agent of mango decline in Sindh. Pak. J. Bot. (4):1023-1030.
- Khurana, S; Singh, S. 1972. A note on flat limb of sapota (*Achras sapota*) in South India. Veitschrift fur Pflanzenkrhnheiten y Phhnzenschutz. p. 73, 310-312
- Landis, T. 1989. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor. Washington. Retrieved from. http://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/15375/mod_resource/content/0/Enfermedades_2013/Lectura_obligatoria_yo_complementaria/Vol_5_cap_1.pdf.
- Lanier, L; Joly, P; Bondoux, P; Bellemere. 1978. Mycologie et Pathologie Forestières. Tome I. Masson Italia Editori S. p. A. Masson, Paris. 487 p.
- León, D. 2009. Propagación de dos especies de Yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) Utilizando dos enraizadores orgánicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal del CREA en el cantón y Provincia del Cañar. Tesis ESPOCH, Escuela de Ingeniería Agronómica. Riobamba, Ecuador. p. 20
- Lojan, L. 1992. El verdor de los Andes. Primera Edición. Proyecto Desarrollo Forestal Participativo en los Andes. Quito, Ecuador. 217 p.
- Lombard, L; Crous, PW; Wingfield, BD; Wingfield, MJ. 2010. Species concepts in *Calonectria (Cylindrocladium)*. Studies in Mycology 66:1-13.
- Macbride, JF. 1938. Flora of Perú. Volumen XIII, parte II. Botanical Series. Field Museum Natural History: 1036-1119.
- Mondragón, E; Villanueva, O; Roncal, MS. 2000. Diseminación y Sintomatología de Hipertrofia del quinal (*Polylepis racemosa* R.et P.) en Porcón. Tesis Ing. Agrónomo. Cajamarca, Perú. UNC. 57 p.

- Mendoza, W. 2000. Diversidad de flora vascular asociada a los bosques de *Polylepis* (Rosaceae) en tres segmentos de la cordillera de los Andes del Perú. Tesis de Investigación Carrera Profesional de Biología-UNSAAC.
- Mendoza, W. 2005. Especie nueva de *Polylepis* (Rosaceae) de la cordillera Vilcabamba (Cusco, Perú). Revista Peruana de Biología. 12(1): 103-106.
- Mendoza, ZC. 1993. Diagnóstico de enfermedades fungosas. Departamento de parasitología Agrícola. Universidad Autónoma de Chapingo. Chapingo, México.
- Mikel Tapia. 2013. *Hormiscium ericae* Unamuno 1930-81752. Consultado 06 sept. 2013. En línea: http://www.biodiversidadvirtual.org/hongos/member.php?action=editimage_id=81751.
- Milne, Lorus and Margery. 2000. National Audubon Society Field Guide to North American Insects and Spiders. Printed in Japan. Alfred A. Knopf, Publisher, New York. 989 p.
- Minera Yanacocha S.R.L. 2010. Estudio de Actualización del Proyecto Conga. Informe final de 2010. Lima, Perú. p. 97- 98
- Nadal, M; Moret, A. 1984. Contribución al Conocimiento de las Especies del Género *Phyllosticta* de Catalunya. Retrieved from. https://www.um.es/analesdebiologia/numeros/01/PDF/1984A_095-98.pdf.
- Nelson, PE. 1981. Life cycle and epidemiology of *Fusarium oxysporum*. En M.E. Mace, A.A. Bell and e.H. Beckman (eds.). Fungal wilt diseases of plants. Academic Press. New York. p. 51-80
- OEPP/EPPO. 1998. *Cylindrocladium* (Anamorphic genus) (1CYL3 DG). Fecha de consulta: febrero de 2018. En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/1CYLDG>.
- Ogoshi, A. 1985. Ecology and management of soil-borne plant pathogens: Anastomosis group of *Rhizoctonia solani* and binucleate *Rhizoctonia*. s.l. The American Phytopathological Society. St. p. 57-58

- Oirsa, 1999. Manejo de enfermedades en ornamentales: *Rhizoctonia*. Consultado 27 mar. 2018. Disponible en URL: <http://www.oirsa.org/Publicaciones/VIFINEX/Manuales/Manuales/Manual-03/II-Manejo.htm>.
- Parmeter, J. 1969. *Phytopathology: Anastomosis Grups among Isolates of Thanatethorus cucumeris*. s.n.t.
- Polanco, LG; Alvarado, OG; Pérez, O; Gonzales, R; Olivares, E. 2019. Hongos asociados con la muerte regresiva de los cítricos en Nuevo León y Tamaulipas, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 10(4): 757-764.
- Pretell, J. 1985. Apuntes sobre algunas Especies Forestales Nativas de la Sierra Peruana. Primera edición. Proyecto FAO/Holanda/INFOR. Lima, Perú. 120 p.
- Rodríguez, GE. 2011. *Lasiodiplodia theobromae* Fitopatógeno de mango (*Mangifera indica*) y palto (*Persea americana* L.) 1 ed. Editorial Imprenta: Manufacturas Graficas SAC. Santa Beatriz, Lima. 29 p.
- Roncal, MS. 1993. Taxonomía de hongos fitopatógenos comunes. Cajamarca, Editorial Obispo Martínez Compañón. 372 p.
- Roncal, MS. 2004. Principios de fitopatología andina. 1 ed. Editorial Bracamonte. Lima, Perú. 252 p.
- Rosello, JG; Mari-Mutt, JA; Betancourt, C. 1986. Listado de las esporas de hongos imperfectos ingeridas por 10 especies de colémbolos colectados de hierbas en el campus del recinto universitario de Mayagüez. *Universidad Puerto Rico*. p. 7.
- Rosero, J. 2014. Universidad Técnica de Ambato Facultad de Ciencias Agropecuarias Carrera de Ingeniería Agronómica. Ambato. Retrieved from. <http://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/6993/1/Tesis-72>. Ingeniería Agronómica - CD 223.pdf.

- Rumbos, R; Ramos, G; Gómez, A. 2008. Aspectos fitosanitarios INIA. Consultado 6 sept. 2005. Venezuela. Retrieved from http://sian.inia.gob.ve/inia_divulga/divulga_06/rid6_rumbos_27-32.pdf.
- Ruperez, A; Muñoz, C. 1980. Enfermedades de los eucaliptos en España. Bol. Serv. Plagas. Pág. 193 - 217. Consultado 20 dic. 2016. Disponible en: www.mangrama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revista/pdfplagas%2FBSVPO.
- Simpson, BB. 1979. A revision of the genus *Polylepis* (Rosaceae: Sanguisorbeae). Smithsonian Contributions to Botany N° 43. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.
- Simpson, BB. 1986. Speciation and specialization of *Polylepis* in the Andes. In: F. Vuillemeir and M. Monastrio, eds. High Altitude Tropical Biogeography, Oxford University Press, Oxford. p. 304-315
- Smith, I; Dunez, J; Phillips, D; Lelliott, K; Archer, S. 1992a. Manual de Enfermedades de las Plantas. (F. García, Ed.) (Mundiprens). Madrid. Retrieved from <http://148.206.53.84/tesiuami/Libros/L56.pdf>.
- Soberón, Y; Roncal, MS. 2018. Control de *Cercospora physalis* MSRO. En tomatillo (*Physalis peruviana* L.) con cinco productos Antifúngicos. en Baños del Inca. Tesis Ing. Agrónomo. Cajamarca, Perú. UNC. p. 9-10
- Soldevilla, C. 1995. Marras de origen fúngico Damping-off en plantas del género *Pinus* sp. cultivadas en invernadero, 87. Retrieved from. <https://www.miteco.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/plagas/bsvp-21-01-087-109.pdf>.
- Sosa de Castro, NT; Cabrera de Álvarez, MG; Álvarez, RE. 2000. *Phomopsis* un nuevo patógeno de santa rita, (*Boungainvillea glabra*), en Corrientes, Argentina. p.5
- Sosa de Castro, NT. 2003. Ocurrencia de *Pestalotia* sp. Causando lesiones necróticas en jazmín de cabo (*Gardenia augustas*) en corrientes Argentina. Universidad Nacional del Nordeste. Consultado 10 jul. 2008. Disponible en

<http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/cyt/2003/comunicaciones/05-Agrarias/A-019.pdf>.

Sutton, CB. 1980. The Coelomycetes. Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, England. p. 378-391

Tamayo, VA; Londoño, ME; Córdoba, GO. 2008. Tecnología para el cultivo del aguacate. Manual técnico 5. Centro de Investigación La Selva, Rionegro, Antioquia, Colombia.

Unamuno, LM. c1927. Adicionales al estudio sistemático de los hifales de la flora Española del sr. González Fragoso. 88 p.

Walker, JC. 1973. Patología vegetal. 2 ed. Ediciones omega. Barcelona.

Wheeler, EJ. 1969. An Introduction to Plant Diseases. John Wiley Sons, Ltd., London. 373 p.

Zapata, L; Saldarriaga, A; Londoño, M; Diaz, C. 2002. Manejo del cultivo de la uchuva en Colombia. Boletín técnico 14. Corpoica, La Selva, Rio Negro, Antioquia. p. 40

CAPÍTULO VII

ANEXO

Identificación de hongos que inducen el hollín del quinal (*Polylepis racemosa* Ruiz & Pavón)

1. Clave de identificación de *Hormiscium* sp., Según (Barnett 1960).

A2: Micelio no coenocítico con septos frecuentes; conidios normalmente presentes, excepto en algunos géneros (**HONGOS IMPERFECTOS**)

B1: Conidios y conidióforos no producidos dentro de un picnidio o acérvulos (**MONILIALES**)

C1: Conidias más o menos enrolladas o curvadas en espiral, hialinas u oscuras (partes de Moniliaceae, Dematiaceae y Tuberculariaceae).

D2: Conidióforos y/o conidios que contienen pigmento oscuro; conidióforos no unidos en esporodoquias o sinnematas (***Dematiaceae***)

E1: Conidias uno cilíndricas, globosas a cortas

F1: Conidióforos ausentes, muy cortos o no distintos del micelio

G1: Conidias en largas cadenas

H2: Los conidios no se separan fácilmente; cadenas en su mayoría horizontales..... ***Hormiscium***

2. Clave de identificación de *Macrophoma* sp., Según (Barnett & Hunter 1999).

1a: Conidios globosos a oblongos o elipsoides, no filiformes

2a: Conidios unicelulares

3a: Conidios hialinos o, a veces, con pigmentos brillantes en masa

4a: Picnidios completos o con base bien desarrollada

5a: Picnidios separados, no en estromas

6c: Pico de picnidios corto o ausente; no es parásito del mildiú polvoroso

9b: Picnidios que se abren por distintos ostiolos

18b: Picnidios no en subículo

19b: Conidios todos de un tipo

20c: Conidios globosos a elipsoides, rectos o ligeramente curvados; sin clamidosporas dictyosporous

21b: Conidióforos simples

23b: Conidios sin apéndices

25b Picnidios incrustados en sustrato natural

27a: Conidios de más de 15 micras
.....***Macrophoma***



Fig. 26. Plantas de quinual (*Polylepis racemosa*) afectadas de signo hollín.



Fig. 27. Partes del equipo venoclisis con medio PDA líquido, para la siembra de *Hormiscium* sp. y obtención de metabolitos.

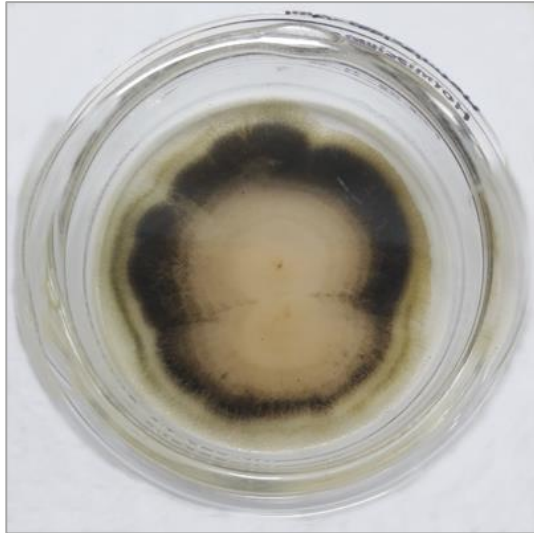


Fig. 28. Micelio de *Hormiscium* sp., en medio PDA, a los 17 días después de siembra.



Fig. 29. Microcultivo de los fitopatógenos *Hormiscium* sp. y *Macrophoma* sp.



Fig. 30. Micelio de *Macrophoma* sp., en medio PDA.

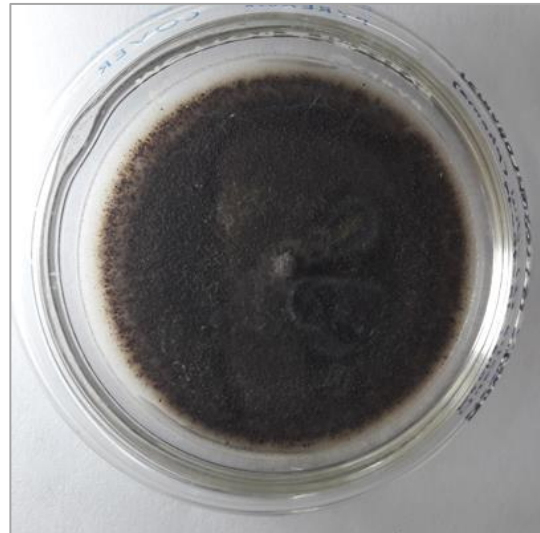


Fig. 31. Micelio de *Macrophoma* sp., en toda la placa Petri formó picnidios.

GLOSARIO

Acérvulo. Cuerpo fructífero asexual, subepidérmico y en forma de plato, que produce conidióforos cortos y conidios.

Acícula. Es el término empleado en Botánica para designar aguijones finos y delicados que no son hirientes. Por extensión, los órganos aciculares son aquellos con forma larga y fina, muy especialmente las hojas de los pinos, a las que se llama simplemente «acículas».

Acido galacturónico. Es un polisacárido que está presente en las paredes celulares de las plantas.

Áfidos. Son insectos diminutos de aproximadamente 1/8" de largo. Tienen el cuerpo blando y su parte posterior es redondeada en forma de pera. Se caracterizan porque en la parte posterior poseen dos estructuras tubulares de color oscuro. A estas estructuras se les llama cornículos.

Anteridio. Órgano sexual masculino de algunos hongos.

Antracnosis. Enfermedad caracterizada por la presencia de manchas en tallos, hojas y frutos, ocasionada por hongos que producen sus esporas asexuales en un acérvulo.

Artrosporas. Son esporas desarrolladas en una hifa terminal que al madurar se separan.

Ascocarpo. Cuerpo fructífero de los ascomicetos que porta o contiene aseas.

Ascomicetos. Grupo de hongos que producen sus esporas sexuales, o ascosporas, dentro de aseas.

Ascospora. Espora que se produce sexualmente en un asea.

Basidióspora. Espora producida de manera sexual y localizada sobre un basidio.

Bosquete. Pequeño grupo monoespecífico de árboles que aparecen congregados en los recodos de las montañas (*Polylepis incana*) o en las quebradas (*Alnus acuminata*); crecen como retoños de las raíces de individuos más viejos, por lo que carecen de variabilidad genética.

Cancro. Lesión necrótica y con frecuencia profunda que se produce en el tallo, ramas o ramitas de una planta.

Clamidospora. Espora asexual de pared gruesa que se forma por la modificación de una célula de las hifas de un hongo.

Cepa. Progenie de un solo aislamiento en un cultivo puro, aislado, conjunto de aislados semejantes, una raza.

Conidio. Estructura de reproducción de origen sexual o asexual, uní y multicelular, se origina en una célula conidiogénica dispuesta en porciones específicas del conidióforo.

Conidióforo. Estructura filamentosa multicelular, simple o ramificado, de colores que van desde el hialino al oscuro; sobre éste se forman uno o más conidios.

Coprófilo. Organismo que vive en estiércol.

Cotiledón. Hoja embrionaria presente en la semilla; en las de las dicotiledóneas son dos y en los de las monocotiledóneas uno; en las plántulas de las dicotiledóneas son las hojas que inicialmente realizan la fotosíntesis y resultan útiles para su identificación.

Cosmopolitas. Que se encuentran distribuidas en todo en el mundo, a manera general, pero que requieren de condiciones locales que les son comunes para las áreas en donde ocurren tales especies.

Dicotomía. Fenómeno que presenta dos opciones alternativas del mismo valor, las cuales a su vez presentan dos opciones alternativas del mismo valor, y así, sucesivamente. Es la propiedad del patrón de bifurcación que genera modelos fractales regulares (un brócoli o una coliflor).

Dumping – off. Es una enfermedad común que afecta a las semillas y plántulas de muchas especies, y las plantas forestales no son una excepción. Se presenta en dos etapas: en preemergencia, afectando entonces a las semillas antes de que empiecen a germinar, y en postemergencia, que afecta a las plántulas jóvenes hasta que su tallo empieza a lignificar.

Drupa. Fruto monospermo de mesocarpo carnoso, coriáceo o fibroso que rodea un endocarpo leñoso (hueso). Por ejemplo, el melocotón, la aceituna, la cereza, entre otros.

Epicótilo. Es el ápice opuesto al hipocótilo y está formado también de tejido meristemático, protegido por una o dos hojas embrionarias rudimentarias futuras hojas fotosintéticas que en conjunto forman la plántula.

Epidermis. Capa superficial de células presente en todas las partes de una planta.

Epinastia. Síntoma especial. Cuando el ángulo de inserción del peciolo de la hoja es mayor que el normal.

Espora. Estructura reproductora o especializada para la propagación del hongo, que consta de una o varias células. Esta estructura puede formarse asexualmente (mediante la separación de pequeños fragmentos del micelio en esporas) o ser el resultado de un proceso sexual.

Esporangio. Estructura que contiene esporas asexuales. En algunos casos funciona como espora.

Esporangióforo. Hifa especializada que porta uno o más esporangios.

Estambre. Órgano reproductor masculino de las plantas, que consta de un filamento y la antera, donde se encuentran los sacos polínicos que contienen el polen; el conjunto de estambres forma el androceo.

Esterigma. Una pequeña rama o estructura hifal que sostiene un esporangio, un conidio o una basidióspora.

Etiología. Es el estudio sobre las causas de las enfermedades.

Estoma. Abertura microscópica del tejido epidérmico de vegetales superiores, especialmente de las hojas y parte verdes, por donde se verifica el intercambio de gases entre la planta y el exterior.

Fasciculado. Dispuesto o agrupado formando hacecillos o manojos.

Fiálide. Estructura con forma de botella, ubicada en el extremo de un conidióforo, sobre la cual se producen esporas.

Filiforme. Que tiene forma o apariencia de hilo, muy fino y sutil, como los segmentos de la hoja del hinojo.

Fitopatógeno. Término que se aplica a los microorganismos que producen enfermedades en las plantas.

Fitoenfermedad. Son las alteraciones de una o varias series ordenadas de los procesos fisiológicos de una planta, inducidos por causas bióticas, partículas virales, causas abióticas y accidentes provocados por fenómenos físicos y químicos, que no permiten la manifestación normal del potencial genético relacionado con la división celular, diferenciación y desarrollo, fotosíntesis, respiración, síntesis de proteína, translocación normal de agua, minerales y fotosintatos, a las células y órganos de requerimiento de las plantas.

Floema. Tejido conductor de nutrientes que está constituido por tubos cribosos, células acompañantes, parénquima floemático y fibras.

Hifa. Ramificación simple de un micelio.

Hipocótilo. Es el ápice embrionario que está formado por tejido meristemático que al proliferar forma la radícula o primera raíz de la planta.

Hollín. Sustancia grasa negra que el humo deposita en la superficie de los cuerpos alcanzados por él.

Hospedero. Organismo que permite el desarrollo de patógenos (huésped).

Inóculo. Patógeno o partes de él que causan infección; partes de los patógenos que entran en contacto con el hospedante.

Lenticela. Pequeña incisión o protuberancia que aparece en la superficie de las ramas de los vegetales leñosos y permite el intercambio gaseoso entre la planta y el exterior.

Metabolismo. Proceso por el cual las células o los organismos utilizan compuestos nutritivos para sintetizar materia viva y componentes estructurales, o para degradar el material celular hasta sustancias simples y así llevar a cabo funciones especiales.

Micelio. Hifa o masa de hifas que constituyen el soma de un hongo.

Muerte ascendente. Muerte de la planta que empieza desde las zonas adultas y avanza hacia las zonas más jóvenes. Característico de las plantas herbáceas cuando son afectadas por enfermedades vasculares, pudriciones de raíces, nemátodos y sequía.

Muerte regresiva. Muerte de la planta que empieza desde las zonas jóvenes y avanza hacia las zonas más viejas. Es característico de especies leñosas en caso de enfermedades vasculares, pudriciones de raíces y medula, nemátodos y sequía.

Necrosis. Muerte de células y tejidos de la planta.

Oospora. Espora sexual que se produce por la unión de dos gametangios morfológicamente distintos (oogonio y anteridio).

Ostiolo. Abertura en forma de poro de los peritecios y picnidios a través de la cual las esporas salen del cuerpo fructífero.

Parasito obligado. Se conoce a los microorganismos fitopatógenos que viven a expensas de células vivas, fotosintéticamente activas. Están representados por los microorganismos cuyos signos son los oídiums y royas.

Parasitismo. Relación simbiótica obligatoria y permanente en una simbiote gana (el parásito) y el otro pierde (el patrón). La relación mantiene al patrón permanentemente debilitado (parasitoides), pero nunca muere.

Parénquima. Tejido constituido por células de pared delgada que por lo común dejan espacios intercelulares entre ellas.

Patógeno. Entidad que causa enfermedad.

Pecíolo. Parte de la hoja que une el limbo al tallo.

Peridermis. Es el tejido de protección secundario que reemplaza a la epidermis en tallos y raíces que tienen crecimiento secundario. Ocurre también en dicotiledóneas herbáceas, en las partes más viejas de tallos y raíces. Es la corteza externa.

Peritecio. Ascocarpo de los pirenomicetos en forma de botella o globular y que tiene una abertura o poro (ostiolo).

Picnidio. Cuerpo fructífero asexual, esférico o en forma de botella que en su interior contiene conidióforos y conidios.

Pistilo. Órgano con frecuencia con forma de botella, compuesto por un carpelo o por varios carpelos soldados, en el que suele distinguirse el ovario, donde se encuentran los óvulos que darán lugar a las semillas, el estilo, y el estigma.

Queresas. Las queresas son insectos diminutos. Están cubiertas por una escama dura o blanda. La escama está formada por cera y pedazos de piel que produce el mismo insecto. Las queresas pueden ser de diversos colores y formas. Normalmente, son achatadas, pero pueden ser alargadas, redondas u ovaladas.

Radícula. Porción del embrión de la planta que se desarrolla en la raíz primaria o de la semilla. La parte del embrión de una semilla que da lugar a la raíz.

Ritidomas. Tejidos muertos que cubren los troncos ramas y raíces de los árboles y arbustos.

Rizomorfo. Estructura de conservación de algunos hongos. Es un tejido prosenquimático, semejante a cordones.

Rodales. Conjunto de árboles o plantas que, en un bosque, en un matorral, en una pradera, etc., se distingue por la naturaleza de las especies que lo integran, por su desarrollo.

Saprófito. Organismo que obtiene sus nutrientes a partir de la materia orgánica muerta.

Septo. Pared transversal de las hifas o esporas.

Signo. Patógeno o sus partes o productos que se observan sobre una planta hospedante.

Sinergismo. Parasitismo concurrente que sufre un hospedante por dos patógenos, en el que los síntomas u otros efectos producidos son más notables que en el caso del conjunto de síntomas que causa cada patógeno por separado.

Síntoma. Reacciones o alteraciones internas y externas que sufre una planta como resultado de su enfermedad.

Súber. Parte del tallo en que se hallan los catafilos, comprendida entre el fundamento o hipocótilo, y la estirpe.

Tanino. Compuesto químico ligeramente ácido, astringente y soluble en agua, que precipita albúminas, por lo que se usa para curtir pieles y otros elementos de ciertas plantas, confiriendo un color típico a estas aguas.

Tapete. Un tejido nutritivo que degenera durante el desarrollo de esporas o granos de polen.

Tejido cortical. Su principal función es la de almacenar sustancias de reserva, tales como el almidón.

Tépalo. Piezas del periantio en flores en las que no se distinguen cáliz y corola, al presentar las piezas de ambos verticilos una consistencia, color y forma semejante; esto sucede en algunas liliáceas, como los ajos (*Allium*).

Tocón. Parte del tronco de un árbol que queda unida a la raíz al cortarlo por el pie.

Toxina. Sustancia producida por los microorganismos y que es tóxica para plantas y animales.

Tubo germinativo. Filamento que se origina de una espora en germinación y se da a través del crecimiento de la pared y el citoplasma de la espora.

Xilema. Tejido vegetal constituido por traqueidas, vasos, células de parénquima y fibras; madera.

Zoospora. Espora flagelada que tiene la capacidad de nadar en el agua.