

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**CICLO BIOLÓGICO Y PATOGÉNESIS DE *Uromyces lupini*
MSRO EN CHOCHO (*Lupinus mutabilis* Sweet)**

TESIS

Para Optar el Título Profesional de
INGENIERO AGRÓNOMO

Presentado por el Bachiller
FREDY DURÁN CABRERA

ASESOR
Dr. MANUEL SALOMÓN RONCAL ORDÓÑEZ

CAJAMARCA - PERU

2017

DEDICATORIA

*A mis padres Julio Manuel y María Cruz,
por su esfuerzo y sacrificio,
para brindarme todo el amor, la comprensión,
la confianza, el apoyo incondicional, moral y
económico que hicieron de mí un
profesional.*

EL AUTOR

AGRADECIMIENTO

*A Dios por derramar sus
bendiciones sobre mí y
llenarme de fuerzas
para vencer todos los
obstáculos desde el principio
de mi vida.*

*Al Dr. Manuel Salomón Roncal
Ordóñez por asesorarme,
quien con sus conocimientos,
experiencia y paciencia
colaboró en el desarrollo del
presente trabajo de investigación.*

*A todos los Docentes de la Facultad
de Ciencias Agrarias, amigos y familiares
quienes de una y otra manera
contribuyeron para el desarrollo y
culminación de dicho trabajo de investigación.*

EL AUTOR

ÍNDICE

CONTENIDO	PÁGINA
RESUMEN	i
ABSTRACT	ii
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Problema	2
1.2. Objetivo	2
1.3. Hipótesis	2
CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Generalidades del chocho	3
2.1.1. Origen y distribución geográfica	3
2.1.2. Nombres vulgares	4
2.1.3. Taxonomía	4
2.2. Morfología y desarrollo de la planta	4
2.3. Composición química y valor nutritivo	5
2.4. Variedades / Ecotipos	6
2.5. Zonas de producción	7
2.6. Plagas y enfermedades	7
2.6.1. Plagas	7
2.6.2. Enfermedades	8
2.7. Características de hongos causantes de royas	11
2.8. Heteroicismo y Autoicismo	13
2.9. Ciclo biológico de roya macro cíclica heteroica	13
2.10. Ciclo biológico de roya macro cíclica autoica	15
2.11. Ciclo biológico de roya micro cíclica	16
2.12. Ciclo biológico de roya demi cíclica	16
2.13. Síntomas provocados por las royas	17
2.14. Signo de la roya	18

2.15. Propagación de las royas	19
2.16. Características del género <i>Uromyces</i>	19
2.17. Especies del genero <i>Uromyces</i>	20
a) <i>Uromyces lathyrinus</i>	20
b) <i>Uromyces clavatus</i>	20
c) <i>Uromyces phaseoli</i>	21
d) <i>Uromyces viciae – fabae</i>	22
e) <i>Uromyces indigofera</i>	22
f) <i>Uromyces trifolii – repentis</i>	23
g) <i>Uromyces striatus</i>	23
h) <i>Uromyces lupini</i> MSRO	24
CAPÍTULO III. MATERIALES Y MÉTODOS	25
3.1. Ubicación geográfica del trabajo de investigación	25
3.2. Materiales y Métodos	25
3.2.1. Material biológico	25
3.2.2. Material de campo	25
3.2.3. Material y equipo de laboratorio	26
3.3. Metodología	26
3.3.1. Trabajo de campo	26
3.3.2. Trabajo de laboratorio	27
CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUCIONES	29
4.1. Ciclo biológico de <i>Uromyces lupini</i> MSRO	29
4.1.1. Fase 0 = Espermogonio	29
4.1.2. Fase I = Aecia = Ecidio	30
4.1.3. Fase II = Uredo	32
4.1.4. Fase III = Telia	35
4.1.5. Fase IV = Probasidio	39
4.2. Patogénesis de <i>Uromyces lupini</i> MSRO	42

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	43
CAPÍTULO VI. BIBLIOGRAFÍA	44
ANEXOS	49
CLAVES DE IDENTIFICACIÓN	49
GLOSARIO	50

RESUMEN

Durán Cabrera Fredy 2017, Ciclo Biológico y patogénesis *Uromyces lupini* MSRO en chocho (*Lupinus mutabilis* Sweet) – Cajamarca – Perú. Tesis Ingeniero Agrónomo – Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cajamarca.

Como referente de la Fase 0 o Espermogonio, se observó la germinación de basidiosporas cuyos filamentos corresponden a los espermogonios. La Fase I o Ecidio, se forma en el envés de folíolos, produciendo ecidiosporas unicelulares, equinuladas, dispuestas en cadenas frágiles de color anaranjado. La Fase II o Uredo, prospera en el haz de folíolos, en el tejido cortical de peciolo, ramas y ramitas formando pústulas amarillas; las uredosporas son unicelulares subglobosas, algo circulares y elipsoidales de color naranja de 20 - 23 μm de diámetro. La Fase III o Telia, se forman en las pústulas de la Fase Uredo; las teliosporas son unicelulares multiformes, pediceladas miden 16 - 22 μm de diámetro y la fase IV o Probasidio, se caracteriza por presentar basidias curvadas con cuatro esterigmas que soportan cuatro basidiosporas. Habiendo encontrado las cinco fases de *Uromyces lupini* MSRO, se determinó que es roya macrocíclica y por presentarse sólo en un hospedero es autoica; por lo tanto, se concluyó que *Uromyces lupini* MSRO es roya macrocíclica autoica.

ABSTRACT

Durán Cabrera Fredy 2017, Life cycle and pathogenesis of *Uromyces lupini* MSRO in chocho (*Lupinus mutabilis* Sweet) – Cajamarca – Perú. Agronomist thesis – Faculty of Agricultural Sciences. National University of Cajamarca.

As a reference of Phase 0 or Spermogonium, the germination of basidiospores whose filaments corresponded to spermogonium was observed. Phase I or Ecidium, is formed on the underside of leaflets, producing unicellular, equinulated ecisiospores, arranged in fragile chains of orange color. Phase II or Uredo, thrives in the bundle of leaflets, in the cortical tissue of petioles, branches and twigs forming yellow pustules; the uredospores are unicellular subglobosas, somewhat circular and ellipsoidal of orange of 20 - 23 μm of diameter. Phase III or Telia, are formed in the pustules of the Uredo Phase; Teliospores are unicellular multiform, pedicellate are 16 - 22 μm in diameter and phase IV or Probasidium, is characterized by presenting curved basidias with four sterigms that support four basidiospores. Having found the five phases of *Uromyces lupini* MSRO, it was determined that it is cyclic macro rust and to present only in a host is autoic; Therefore, it was concluded that *Uromyces lupini* MSRO is autocyclic cyclic macro rust.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

En Europa y específicamente en los valles del Mediterráneo el chocho dulce (*Lupinus albus*) conocido comúnmente como altramuz ha sido cultivado como leguminosa de grano hace más o menos 2 000 años antes de Cristo. En América el chocho amargo (*Lupinus mutabilis* Sweet.) se especula que su domesticación fue realizada por las culturas antes del incanato, utilizando sus semillas como alimento en la dieta común del poblador (Roncal 1979).

En la actualidad se cultiva en todos los países andinos, constituyendo fuente de alimentación para los hombres y mujeres de campo, junto con la papa (*Solanum tuberosum*), oca (*Oxalis tuberosa*), olluco (*Ullucus tuberosus*) y mashua (*Tropaeolum tuberosum*) (Espinoza 2009).

Su cultivo en el Perú está descuidado por desconocimiento de su valor nutritivo, que como alimento contribuye con vitaminas, proteínas del grupo B, grasas y minerales (Pérez 1994). En Cajamarca este cultivo está restringido a pequeñas parcelas, sembrado por el poblador rural, como cultivo protector al contorno de chacras de papa, maíz (*Zea mays*), cebada (*Hordeum vulgare*) (Roncal 1979).

En la sierra norte del Perú, esta legumbre, muestra susceptibilidad a diferentes fitopatógenos que afectan tanto el sistema radicular, como la parte aérea de la planta; destacando los hongos *Colletotrichum gloesporoides* f. sp. *lupini* MSRO, *Ovularia lupini* MSRO, *Fusarium solani*, *Rhizoctonia solani*; de todos ellos el mayor reporte encontrado corresponde a *Ascochyta lupini* MSRO, del resto de fitopatógenos se encuentra limitada información, es el caso de

Uromyces lupini MSRO que provoca roya, con incidencia y severidad variable en cada campaña agrícola (Roncal 2004).

Considerando a *U. lupini* MSRO como uno de los principales fitopatógenos foliares del chocho y que junto con *Colletotrichum gloeosporioides* f. sp. *lupini*, que causa antracnosis más *Ascochyta lupini* que genera el quemado; sólo se tienen reportes de los dos últimos fitopatógenos; faltando datos del ciclo de vida del causante de la roya, por esta carencia de conocimiento científico decidimos realizar la presente investigación con el propósito de determinar los estadios de crecimiento y desarrollo de este patógeno; conocimientos que nos permitirán reportar la categorización por número de fases o estadios (macro, demi o microcíclica) y si es autoica o heteroica.

1.1. Problema

¿Qué fases constituyen el ciclo biológico de *Uromyces lupini* MSRO y cómo es el desarrollo de la patogénesis?

1.2. Objetivo

Determinar los diferentes estadios del ciclo biológico de *Uromyces lupini* MSRO y describir la patogénesis.

1.3. Hipótesis

Uromyces lupini MSRO es roya macrocíclica en chocho (*Lupinus mutabilis*).

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades del chocho

El chocho fue conocido por los pobladores andinos como alimento, mucho antes del advenimiento del Imperio Incaico, se utilizó en ceremonias y rituales de la época; a la fecha se utiliza en la medicina tradicional. Esta especie se caracteriza por ser resistente al cambio climático; por lo que se está proyectando su cultivo en los andes de Colombia y los prados de Estados Unidos (Espinoza 2009).

Los granos de esta leguminosa es fuente de proteínas y carbohidratos útiles para la alimentación del hombre y los animales de la zona andina; la semilla para ser aprovechada como alimento se hierve de 3 a 4 horas, posteriormente se procede al desamargado en agua corriente, hasta por 7 u 8 días; después de este proceso destaca por su sabor, textura y color peculiar (Roncal 1979).

2.1.1. Origen y distribución geográfica, presenta dos centros génicos; el chocho dulce proviene de la cuenca del mediterráneo y el amargo de la costa este de América y parte del Brasil. Como centro principal en América del Sur se considera los Andes del Perú y Colombia, cultivándose como planta ornamental en este último y para consumo humano en el Perú (Roncal 1979).

Su cultivo data desde la época pre-inca entre los años 2 200 y 2 500 a.C (Mujica 1990), evidencia que se ha registrado a través de restos arqueológicos encontrados en el Perú, Ecuador y Bolivia (Gladstones 1970), principalmente por la presencia de semillas en tumbas de la cultura Nazca y representaciones en la cerámica Tiahuanaco (Pérez 1994).

Prospera entre 2 700 a 3 900 msnm, en climas templados y fríos (Mujica 1990), con temperatura de 6 °C y HR de 80 % (Senamhi 2016). En todo su periodo vegetativo requiere aproximadamente 500 mm de precipitación, o en su defecto riegos de acuerdo a la necesidad de las plantas; germina a partir de 3 °C, y resiste sin problemas durante su periodo pre floral hasta menos de 4 °C (Roncal 1979).

2.1.2. Nombres vulgares, en el norte del Perú se nomina chocho; en el centro, principalmente Cerro de Pasco lo conocen como pushpo; en el sur tarwi o tarhui (Roncal 1979); en Colombia y Ecuador chocho; en Bolivia - Cochabamba chuchus muti; en España altramuz y la denominación en inglés Andean lupin o Pearl lupin (Mujica 2001).

2.1.3. Taxonomía, reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Magnoliopsida, orden Fabales, familia Fabaceae, subfamilia Faboideae, género *Lupinus*, especie *Lupinus mutabilis* Sweet (Mostacero 2009).

2.2. Morfología y desarrollo de la planta

Planta anual, herbácea a semiarbusciva, en forma general presenta la siguiente descripción botánica:

Posee **raíz** pivotante gruesa y profunda, de ramificación profusa que termina en raicillas con innumerables pelos absorbentes; lo más resaltante es la presencia de nódulos en la porción superficial de éstas, que en conjunto pesan 50 g promedio por planta; en cada nódulo se multiplica bacterias del género *Rhizobium*, que fijan nitrógeno aportando entre 40 a 80 kg/ha de este elemento (Hernández y León 1992).

El **tallo** es único, cilíndrico, semileñoso, esponjoso y con abundante ramificación; la altura depende del ecotipo, los de mayor tamaño se encuentran en el norte del Perú principalmente en la región Cajamarca con más de 280 cm de alto; en cambio los ecotipos del centro y sur de nuestra patria llegan a medir 80 cm (Hernández y León 1992).

Las **hojas** son digitadas, compuestas, pecioladas con cinco o más folíolos oblongos (Hernández y León 1992).

Las **flores**, dispuestas en verticilos formando inflorescencia tipo racimo terminal. Cada flor mide alrededor de 1.2 cm y tienen la típica forma de papilionáceas; el número de flores por racimo fluctúa de 5 a 20 unidades, siendo mayor las del primer nivel llamadas también flores de la primera floración característica propia de esta planta, disminuyendo paulatinamente hasta el último nivel. Cada flor tiene cinco pétalos, uno llamado estandarte, dos pétalos laterales llamados alas y dos pétalos inferiores soldados que conforman la quilla; las flores se unen al racimo a través de cortos pedicelos (Hernández y León 1992).

El **fruto** es una legumbre (vaina) alargada de 4 a 15 cm, algo dehiscente, contiene de 3 a 8 granos (Hernández y León 1992), los frutos de los chochos norteños no son dehiscentes, generalmente muestran de 3 a 5 granos (Roncal y Roncal 2014).

Las **semillas** se acomodan en la vaina en una hilera; tienen forma elipsoidal, lenticular, algunas redondeadas y otras con bordes más definidos en forma semicuadrada. Su color es variable: blanco, gris, baya, marrón, negro e incluso de color marmoteado (Hernández y León 1992).

2.3. Composición química y valor nutritivo

Estudios realizados en Alemania muestran las bondades del chocho en cuanto al contenido de proteína y aceite, encontrándose los siguientes promedios para las tres especies más conocidas:

Tabla 1. Contenido de proteína y aceite de tres especies de *Lupinus*

Especie	Promedio de Proteína %	Promedio de Aceite %
<i>Lupinus mutabilis</i>	46	14
<i>Lupinus albus</i>	35	9
<i>Lupinus luteus</i>	40	4.5

FUENTE: (Brucher 1970).

Estudios bromatológicos de 40 ecotipos de chocho, reportan valores de proteína desde 42.09 % hasta 46.97 % con una media de 43 .63 %. Referente al contenido de alcaloides se ha determinado que oscila entre 2.3 y 4.2 %, con una media de 3.1 %.

Tabla 2. Análisis bromatológico de ecotipos de chocho amargo (*Lupinus mutabilis*)

Proteínas	39.0 – 52.0 %
Grasa	15.0 – 24.0 %
Fibra	6.0 – 11.0 %
Fosfátidos	1.8 – 2.3 %
Alcaloides	2.4 – 4.2 %
Materia seca	90 %
Ceniza	3.17 %

FUENTE: (Ríos 1983).

2.4. Variedades / Ecotipos

Por ahora la información de variedades de chocho como leguminosa de grano aún no está adecuadamente documentada. Los estudios limitados los reportan como ecotipos y sub especies es el caso de: Mantaro, Campex, Pairumanilla, Andes 80, Kayra, Yunguyo, H6 (Huancayo), Puno (Espinoza 2009) y los ecotipos de la sierra norte del Perú (Roncal 1979).

2.5. Zonas de producción

Sierra norte 23 % (Cajamarca, La Libertad y parte de Amazonas); Sierra central 42% (Ancash, Huánuco y Junín) y Sierra sur 35 % (Cusco, Puno y Apurímac) (Espinoza 2009).

2.6. Plagas y Enfermedades

El chocho es una planta relativamente tolerante a enfermedades fungosas y a plagas, sin embargo en condiciones ambientales húmedas se puede presentar problemas (Frey 1983; Pérez 1994).

2.6.1. Plagas, el chocho es atacado por insectos dañinos que merman el rendimiento y calidad del producto, entre ellos tenemos:

Gusanos de tierra o cortadores (*Feltia* sp. W.) (W. = Wik 1956), lepidóptera de la familia Noctuidae; atacan en la germinación y en el estado de plántula, cortando la planta a la altura del cuello.

Masticador de follaje (*Copitarsia turbata* H. S.) (H. S. = Herrich – Schaffer 1852), lepidóptera de la familia Noctuidae; realizan comeduras en los folíolos, disminuyendo el área fotosintéticamente activa reduciendo así la producción.

Barrenador de tallo (*Agromyza* sp. F.) (F. = Fallén 1810), díptera de la familia Agromyzidae; causan marchitamiento y hasta muerte en plantas tiernas.

En Cajamarca se reportó (*Astylus* sp. J. P.) (J.P. = Jacqueline Pierre 2010), coleóptera polífago de la familia Melyridae; ataca en el momento de la floración, penetrando en la quilla provocando la caída de flores.

Picador chupador (*Frankliniella tuberosi* M.) (M. = Moulton 1933), Thysanoptera de la familia Thyripidae; trips que ataca succionando la sabia de las plantas y es vector de virus.

(Frey 1983; Pérez 1994).

2.6.2. Enfermedades, el chocho es atacado por una serie de enfermedades que disminuyen la producción y las más importantes son:

2.6.2.1. Pudrición, por *Botrytis* sp. se presenta en hojas, ocasionando arrugamiento y defoliación (Gamarra Flores, Miriam 1982), este patógeno inducen maceración del tejido (Roncal 2004).

2.6.2.2. Antracnosis, algunos autores lo reportan como *Colletotrichum* sp. (Gamarra Flores, Miriam 1982), *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. (Gamarra Flores, Miriam 1982); por la especificidad patogénica a este patógeno se lo reportó como *Colletotrichum gloeosporioides* f. sp. *lupini* (Guido y Roncal 1984).

Los síntomas se manifiestan en un inicio , como lesiones hundidas (Gamarra Flores, Miriam 1982); denominadas “antracnosis”, rodeadas de un halo marrón a marrón oscuro; la parte central pigmentada de color rojo vinoso (Roncal 2004).

2.6.2.3. Quemado, producido por *Ascochyta pisi* Lib (Gamarra Flores, Miriam. 1982), como *Ascochyta* sp., está ampliamente distribuida en las partes altas de América. Estudios preliminares indican que los síntomas se inician en la unión de la rama con el tallo principal, observándose de color azul, que más tarde se torna de color gris humoso y con la presencia de las fructificaciones del hongo, en forma de puntos negros consistentes (Roncal 2004).

2.6.2.4. Mancha foliar por *Ovularia*, inducido por *Ovularia lupini* MSRO. Las infecciones ocurren en folíolos formando anillos concéntricos de diferente color y espesor; la porción del centro es de color pajizo claro, seguido de un anillo marrón oscuro bien delimitado, luego sigue otro halo pajizo claro rodeado de un halo clorótico. Cuando la intoxicación se generaliza, el foliolo cae (Roncal 2004).

2.6.2.5. Chupadera fungosa, inducido por *Fusarium* sp. y *Rhizoctonia solani*; ambos afectan radícula y plúmula durante la germinación en forma pre emergente. En estado de plántula, a nivel del cuello las infecciones ocasionan

estrangulamiento, principalmente en la porción del tejido cortical; esta lesión finalmente induce a la muerte total del hospedero (Roncal 2004).

2.6.2.6. Marchites, Fitoenfermedad común en periodos lluviosos, inducido por *Fusarium* sp., y *Rhizoctonia solani*. El primero inicia la infección a través de la herida de los pelos absorbentes, en cambio el segundo afecta el tejido cortical (Roncal 2004).

2.6.2.7. Fitopatógenos esporádicos de chocho en el Perú, se han reportado: *Cercospora longispora* Pk., *Alternaria* sp., en hojas (Schieber, E. 1977); *Sclerotinia* sp., causando pudrición acuosa (Gamarra Flores, Miriam 1982), a nivel del cuello y el sistema radicular, generando clorosis generalizada, marchites y muerte de la planta (Roncal 2004); *Oidium* sp., causante de oidiosis y *Fusarium* sp., provocando chupadera (Vidal 1977).

En las campañas agrícolas de 1977 – 78, ecotipos de chocho procedentes de diferentes lugares de la provincia de Cajabamba, fueron afectados por roya (*Uromyces* sp.), quemado (*Ascochyta* sp.) y antracnosis (*Colletotrichum* sp.) (De la Cruz 1979).

En 1979, se reportó que el chocho a nivel nacional, es susceptible a chupadera fungosa, inducido por *Rhizoctonia solani*; antracnosis provocado por *Colletotrichum* sp.; roya causado por *Uromyces lupini* y se presume que sea susceptible a *Phytophthora* sp. (Chávez y Untied 1979).

2.6.2.8. Distribución geográfica de los principales patógenos del chocho en el Perú, en el Cuzco, Schieber reportó, antracnosis (*Colletotrichum* sp.), roya (*Uromyces lupini*), alternaria de la hoja (*Cercospora longispora* Pk.) y tizón (*Ascochyta pisi* Lib.) (Gamarra Flores, Miriam 1982). Se encuentran distribuidos de la siguiente manera: En Anta y Quispicanchis (*Colletotrichum* sp. y *Sclerotinia* sp.); en San Jerónimo y Cuzco (*Colletotrichum* sp., *Sclerotinia* sp. y *Cercospora* sp.); en Paucartambo (*Botrytis* sp., *Colletotrichum* sp., *Sclerotinia* sp. y *Cercospora* sp.) (Gamarra Flores, Miriam 1982).

En Cajabamba, el chocho es afectado por Roya, Quemado y Antracnosis (De la Cruz 1979).

En Cumbemayo - Cajamarca, se determinó que el chocho dulce (*Lupinus albus*) es susceptible a marchites provocado por *Fusarium* sp., manchas de hoja inducido por *Ceratophorum setosum*, y *Stemphylium solani*; roya provocado por *Uromyces* sp. (Roncal y Santisteban 1979).

En la sierra del Perú prospera, la roya inducido por *Uromyces* sp., *Pheospora* sp. y *Ovularia* sp. (Roncal 1994).

2.6.2.9. Roya, patógeno reportado como *Uromyces lupini*; *Uromyces lupino* (Gamarra Flores, Miriam 1982) y *Uromyces* sp., éste muestra su signo en hojas desde los estadios de planta joven, acentuándose durante la floración. Los primeros síntomas se inician como pequeñas puntuaciones cristalinas visibles a través de lentes de aumento, posteriormente ocurre el desprendimiento de la cutícula mostrándose como puntitos protuberantes blanquecinos que más tarde se tiñen de amarillo claro; finalmente ocurre la ruptura de la cutícula dejando ver pulverulencias amarillas compactas, estado que corresponde al estado Uredo del hongo; con excepciones las pústulas se muestran en el tejido cortical de peciolo, ramas y frutos; a medida que avanza la infección, ocurre defoliación (Roncal 2004).

2.7. Características de hongos causantes de royas

Somáticamente se caracterizan por presentar micelio, conformado por filamentos cenocíticos (Alexopoulos & Mims 1979). Taxonómicamente están incluidas en la clase Basidiomycetes, orden Uredinales, familia Pucciniaceae (Roncal 2004).

Las royas ocasionan perjuicios importantes a los vegetales (Lindquist 1982), son consideradas las fitoenfermedades más destructivas del mundo, con consecuencias socio económicas importantes debido a que han ocasionado hambre y arruinado la economía de algunos países; es el caso de la roya en trigo causado por *Puccinia graminis* f. sp. *tritici* y en caféto *Hemileia vastatrix* (Agrios 1999).

Hasta el 2015, se han determinado aproximadamente 5000 especies de hongos que causan roya (Coiras y Roncal 2015).

Su incidencia negativa sobre los cultivos, conocida desde los tiempos bíblicos, se atribuía a castigos de la divinidad. En la época de los romanos era tanta la influencia de estos hongos, en especial la roya negra sobre los cereales (*P. graminis* f. sp. *tritici*), que anualmente se realizaban procesiones impetrando el favor de Robigo, Dios de la roya (Lindquist 1982); interpretando que las buenas cosechas se debía a que la ira del Dios Robigo ha sido aplacada; en honor a este Dios se celebraba las Robigalias cada 25 de abril (Roncal 2004).

En la actualidad existen diferentes especies de hongos que causan epidemias en diferentes cultivos, es el caso de las diferentes especies del género *Puccinia* en cereales; como *P. striiformis* o roya de las glumas en trigo; *P. recóndita* roya morena en trigo; *P. asparagi* en espárragos (*Asparagus officinalis*) (Roncal 2004); *Phakospora pachyrhizi* en soya (*Glycine max*) (Almeida, et. al. 1997); *Hemileia vastratix* en caféto (*Coffea arabica*) (Coiras y Roncal 2015).

Pero no sólo interesan las plantas cultivadas sino también las silvestres y espontáneas; su conocimiento tiene un interés científico, ya que muchas de ellas albergan fitopatógenos capaces de atacar plantas cultivadas, tanto si la roya es autoica o heteroica, en ese caso pueden servir como hospederos alternos (Lindquist 1982).

Los hongos de las royas son fitopatógenos biótrofos obligados, con filamentos de crecimiento intercelular; provisto de haustorios. Como signo aparecen en cualquier parte aérea de la planta, atacan mayormente a hojas y tallos. Los daños que causan a la planta se deben sobre todo al consumo de nutrientes, que reduce drásticamente la cantidad y calidad de la cosecha. La transpiración y respiración también aumentan considerablemente. Así mismo, las plantas pierden agua por las heridas y pústulas que éstas provocan a partir de la diferenciación, crecimiento y desarrollo de esporas, debajo de la cutícula y epidermis en el momento de liberar las esporas, lo que puede resultar catastrófico si hay sequía (Roncal 2004).

Las royas suelen ser parásitos muy especializados que atacan sólo a ciertos hospederos. En cambio otras especies que aparecen parasitando a diversas plantas están en realidad formadas por numerosas subespecies morfológicamente idénticas, pero especializadas en atacar a determinadas especies o cultivares de plantas. Estas subespecies se denominan formas especiales. Por ejemplo en la roya de los cereales: *Puccinia graminis* se distingue la f. sp. *tritici* para el trigo; *P. graminis* f. sp. *hordei* para la cebada y *P. graminis* f. sp. *avenae* para la avena (*Avena sativa*) (Gallego y Sánchez 2014).

Morfológicamente los filamentos de las royas son tabicados, de desarrollo intercelular, provisto de haustorios de variadas formas, que se introducen en la célula del hospedero mediante una invaginación de la membrana de la misma y se sitúan en las proximidades del núcleo. En el tejido afectado las hifas se difunden poco, sólo se localizan cerca al lugar de infección; es el caso de la roya estriada del trigo (*P. striiformis*). Se dice que ocurre infección sistémica, cuando las hifas se extienden por todo el sistema vegetativo de la planta, provocando deformaciones diversas en las plantas afectadas (Lindquist 1982).

El signo por lo común tiene coloración anaranjada (Roncal 2004), está conformado de esporas y es producida por un liprocroma disuelto en las grasas de la célula vegetal. En la mayor parte del ciclo de vida del organismo, es binucleado, con núcleos pareados, haploides. En un solo momento es uninucleado y haploide, siendo este el micelio proveniente de la germinación de una basidiospora (Lindquist 1982).

2.8. Heteroicismo y autoicismo

Las royas que desarrollan todo su ciclo en hospederos únicos o en una sola especie, se los llama “**autoicas**”; es el caso de *Uromyces phaseoli* en frijol (*Phaseolus vulgaris*), *U. fabae*, en haba (*Vicia faba*). En cambio, aquellas que necesitan para completar su ciclo, dos hospederos ubicados en distinta categoría taxonómica, son llamadas “**heteroicas**”, es el caso de la roya negra causada por *Puccinia graminis*, cuya fase espermogónica y ecídica transcurre en especies del género *Berberis* (dicotiledóneas) y sus ciclos uredospóricos y teliospóricos en gramíneas diversas trigo, avena, cebada (monocotiledóneas) (Lindquist 1982).

2.9. Ciclo biológico de roya macro cíclica heteroica

Las royas no forman cuerpos fructíferos o basidiocarpos, estos son reemplazados por las estructuras de las diferentes fases de vida, distinguiéndose las más comunes (Uredo y Telia) con sus respectivas esporas (Roncal 2004).

Estos patógenos, por ser de nomenclatura compleja, hacen difícil separar unas fases de las otras. Destacando universalmente las royas macrocíclicas, microcíclicas y demicíclicas (Alexopoulos & Mims 1979).

Las macrocíclicas pasan por cinco estadios; las dos primeras se realizan en los hospederos alternos de cada especie de roya. *P. graminis tritici* (roya negra del trigo) tiene como hospedero alternativo al agracejo (*Berberis comunis*); *P. sorghi* (roya común del maíz) ha diferentes especies del género *Oxalis*; destacando *O. corniculata*, *O. europea* y *O. stricta* (Romero 1988).

a) Estadío cero = espermogonios = espermacios, las basidiosporas de diferente polaridad llevadas por el viento, insectos y otros medios llegan a los hospederos alternos; llegando a germinar en el follaje, provocando infecciones leves. Las de polaridad positiva, originan filamentos modificados en espermogonios portadores de organelos denominados espermacios y las de polaridad negativa, dan origen a hifas receptoras de espermacios (Roncal 2004).

b) Estadío I = Ecidio = Ecidiosporas, los filamentos con células dicarióticas como consecuencia del intercambio genético de la fase anterior, dan origen a estructuras en himenio denominados picnios, formados debajo de la epidermis o inmerso en el parénquima; dentro de éstos se diferencian crecen y desarrollan ecidiosporas o aeciosporas, las mismas que son diseminadas por el viento, insectos y otros medios, llegando al hospedero principal o primario; germinan e inducen infección (Roncal 2004).

c) Estadío II = Uredo, aeciosporas = ecidiosporas, que llegan al trigo germinan en los órganos de la parte aérea e inducen infección, manifestándose a la vista en forma de lesiones denominadas pústulas característica representativa de éste estadío; que se repite varias veces mientras el hospedero muestre órganos con tejidos fotosintéticamente activos (Roncal 2004); cada pústula contiene miles de uredosporas dicarióticas unicelulares (Alexopoulos & Mims 1979) que a la vista se muestra como pulverulencias amarillas, mientras los tejidos del hospedero provean de alimento de lo contrario aparecerá la fase de conservación (Roncal 2004).

d) Estadío III = Telia, ocurrida la necrosis del tejido infectado del hospedero, el patógeno se transforma morfo y fisiológicamente dando origen a esporas bicelulares dicarióticas (Alexopoulos & Mims 1979), con limitación total de su fisiología. Las pústulas, se colorean de negro y en su interior se disponen las teliosporas o esporas de reposo, cubiertas de doble pared celular (Roncal 2004).

e) Estadío IV = Probasidio, las teliosporas viables, después de un periodo de latencia germinan un promicelio o metabasidio, a donde migran núcleos diploides para seguir el proceso de meiosis y la división en cuatro núcleos haploides, dos

con polaridad positiva (+) y dos con polaridad negativa (-) que más tarde conforman las basidiosporas, dispuestas en cada esterigma del basidio (Roncal 2004).

2.10. Ciclo biológico de roya macro cíclica autoica

Éstas pasan por cinco estadíos, presentes en un solo hospedero (Romero 1988); se tiene conocimiento que las royas heteroicas son antecesoras de las autoicas (Lindquist 1982).

En la sierra norte del Perú durante el año 2015, se reportó *Maravalia rubusmorae* MSRO causando daños en zarzamora (*Rubus* sp.); ésta es roya macrocíclica autoica, debido a que las cinco fases se generan en el mismo hospedero (Coiras y Roncal 2015).

a) Estadío cero = espermogonios = espermacios, comprende la germinación de basidiosporas de diferente polaridad en el haz de hojas de zarzamora (*Rubus* sp.) ocasionando infección inconspicua, que sólo se hace notar en la siguiente fase (Coiras y Roncal 2015).

b) Estadío I = Ecidio = Ecidiosporas, esta fase es consecuencia del intercambio genético ocurrido en la fase de espermogonio, originando filamentos con células dicarióticas, que recorren los espacios inter e intracelulares del hospedero induciendo intoxicación a células del parénquima foliar, formando áreas circulares cloróticas; dentro de éstas se forman picnios frágiles conteniendo aeciosporas o ecidiosporas unicelulares equinuladas circulares, formando cadenas frágiles (Coiras y Roncal 2015).

c) Estadío II = Uredo, fase que se muestra a simple vista como estructuras felpo - polvosas anaranjadas; ubicadas en nervaduras del envés de foliolos, peciolos de hojas y raquis de inflorescencias. Las uredosporas son unicelulares equinuladas ovoides de color naranja. En este estadío el patógeno muestra su máxima actividad patogénica; el desarrollo inter e intra celular de los filamentos induce clorosis del tejido afectado (Coiras y Roncal 2015).

d) Estadío III = Telia, fase de conservación del hongo, el tejido afectado se muestra clorótico, propicio para que los filamentos se agrupen formando un tejido fungoso de donde emergen paquetes de teliosporas pediceladas. Las teliosporas germinan a través de un poro, dispuesto en la porción terminal de la teliospora (Coiras y Roncal 2015).

e) Estadío IV = Probasidio, cuando la humedad relativa supera el 85% y la temperatura oscila entre 18 a 22 °C, la teliospora germina un pequeño tubo denominado probasidio, éste aumenta de tamaño, receptiona el contenido celular de la teliospora y a los núcleos producto de la meiosis; esta característica permite la diferenciación de tres septos por basidio, convirtiéndose en tetra celular; cada célula del basidio esta provista de un apéndice denominado esterigma, en donde crece y desarrolla la respectiva basidiospora esférica que también se muestra de pigmentación naranja. Diferenciada las basidiosporas esféricas (dos de polaridad positiva y dos de polaridad negativa), en este estado las basidias son frágiles y de color transparente (Coiras y Roncal 2015).

2.11. Ciclo biológico de roya micro cíclica

Éstas royas presentan la fase 0, fase II y fase IV, en un mismo hospedero (Lindquist 1982), otros consideran que estas royas presentan dos fases; fase III y fase IV en un mismo hospedero (Agrios 1999) y se considera también royas micro cíclicas, a aquellas que sólo presentan teliosporas binucleadas (fase III) (Roncal 1993).

2.12. Ciclo biológico de roya demi cíclica

Éstas royas son las que durante su ciclo de vida no forman la fase III (Roncal 1993); carecen de espermogonios, ecidios y uredos (Lindquist 1982).

2.13. Síntomas provocados por las royas

a) Clorosis, consiste en la pérdida de cloroplastos, debido a ello, la planta pierde el color verde y a veces sufre un alargamiento notable. Es frecuente observarlo en los ataques de *Uromyces euphorbiae* sobre plantas de *Euphorbia serpens* que de rastreras, se tornan erectas y cloróticas de modo que es posible distinguir las a la distancia, de las plantas sanas (Lindquist 1982).

b) Pústulas, esta lesión, es el síntoma característico de las royas; se presenta en los órganos aéreos de las plantas (Roncal 2004) en las zonas afectadas aparecen prominencias anaranjadas a negruzcas, por lo general pulverulentas, que al comienzo de la infección quedan recubiertas por la epidermis y luego dejan al descubierto una masa de esporas que se diseminan en el ambiente (Lindquist 1982).

Las pústulas de acuerdo a la especie y el hospedero se manifiestan en tallos, peciolas, hojas, pedúnculos florales y vainas. En hojas, los primeros síntomas surgen como puntitos cloróticos, blanquecinos, protuberantes, que más tarde se transforman en pústulas dejando ver pulverulencias de color marrón rojizo, rodeados de halos amplios de color amarillo; finalmente ocurre defoliación. Las infecciones en tallos en haba (*Vicia faba*) y lenteja (*Lens culinaris*), aparecen como protuberancias cristalinas de color marrón claro, luego se transforman en pústulas ovales que al unirse forman grietas longitudinales, con polvorencias marrones, constituidas por uredosporas y teliosporas unicelulares (Roncal 2004).

c) Manchas de hipersensibilidad, las infecciones de royas, causan manchas cloróticas individuales en la totalidad de la hoja, es común observarlo en gramíneas; alrededor de cada pústula de la fase Uredo el tejido pierde el color verde normal, mostrándose la clorosis (Roncal 2004); éstas clorosis son las llamadas manchas de hipersensibilidad, que dan el grado de resistencia de la planta al patógeno, pues mediante este proceso la planta se defiende del ataque del fitopatógeno, oponiendo a su avance una marcada sensibilidad que ocasiona la muerte de las células que se hallan en las inmediaciones del micelio invasor, el cual, debido a la carencia de elementos nutritivos, muere por inanición,

quedando manchas cloróticas que más tarde se necrosan (Lindquist 1982). La manifestación de la virulencia de las diferentes razas fisiológicas de las royas, se muestra por el espesor de la clorosis alrededor de la pústula (Roncal 2004).

d) Necrosis, el síntoma necrótico es la pústula y consiste en la ruptura de la cutícula y epidermis como consecuencia de la producción de esporas de la fase Uredo; de acuerdo a la susceptibilidad del hospedero el patógeno puede ocasionar la necrosis total (Roncal 2004); en otros casos la muerte total del organismo parasitado, se da por el ataque de otros patógenos; este es el caso de la roya del girasol (*Helianthus annuus*), causado por *Puccinia helianthi*, que luego de que los órganos afectados se cubren de pústulas negruzcas; aparecen esporas de *Alternaria* sp., completando la necrosis (Lindquist 1982), debido a que este tipo de microorganismos es de vida necro trófica (Roncal 2004).

e) Hipertrofias, este síntoma es común en terminales, hojas y frutos de diferentes especies hierbas y arbustos como es el caso de la roya en el arbusto ada (*Tecoma sambusifolia*) causado por *Prospodium tecomasambusifoliae* MSRO (Roncal 2007). En las hipertrofias también ocurre la ruptura de la epidermis (Agrios 1999).

2.14. Signo de la roya

Se forma dentro de las pústulas, en órganos donde no se ha producido alteración morfológica; dependiendo de la especie se muestran como polvoriencias, felpas, masas gelatinosas y compactas (Roncal 2004).

Las infecciones causadas por las royas tienen el aspecto de manchas rojizas, anaranjadas, amarillas, o incluso de color blanco (Agrios 1999).

La pigmentación del signo roya, depende del estado de desarrollo y conservación del hongo; con pigmentaciones viscosas (amarillo, anaranjado, rojo, marrón claro), se relacionan con el estado de máxima actividad patogénica o estadio Uredo, en la que se producen uredosporas; en cambio las royas con

pigmentaciones oscuras o de color negro corresponden al estado de conservación o estadio Telia, conformadas por teliosporas (Roncal 2004).

2.15. Propagación de las royas

Se propaga de planta en planta a través de esporas llevadas por el viento, lluvia, insectos u otros agentes; algunas esporas son llevadas a grandes distancias (miles de kilómetros) por los fuertes vientos y después se depositan en especies vegetales iniciando nuevas infecciones (Agrios 1999).

2.16. Características del género *Uromyces*

Varias especies de este género provocan las royas en leguminosas. El inóculo en forma de basidiosporas, aeciosporas y uredosporas infectan a las plantas hospederas; las teliosporas es la fase invernante del hongo y en condiciones adecuadas germinan, produciendo el basidio (promicelio) (Agrios 1999).

De acuerdo al ciclo de vida, se encuentran especies autoicas, heteroicas; macrocíclicas, demicíclicas y microcíclicas. Las teliosporas son unicelulares (Lindquist 1982).

Las especies de este género presentan espermogonios subepidérmicos, la fase aecia o ecidio con peridios y ecidiosporas en cadenas algunas se asemejan a uredosporas con pedicelos; la fase Uredo se muestra subepidérmico tempranamente descubiertos o cubiertos durante mucho tiempo y uredosporas generalmente globosas elipsoidales u obovoides con membrana equinulada o verrugosa; la fase Telia muestra teliosporas libres con pedicelo; por ser unicelulares se asemejan a uredosporas; la diferencia se muestra por el color más oscuro de la membrana exterior que es coloreada, lisa, con espínulas o verrugas (Lindquist 1982).

Destacan las especies *Uromyces phaseoli*, *U. fabae*, *U. pisi*, *U. lupini*, *U. viciae-fabae*, *U. striatus*, *U. trifolii-repentis*, *U. dianthi* (Lindquist 1982).

2.17. Especies del género *Uromyces*

a) *Uromyces lathyrinus*, tiene como sinónimo a *Aecidium lathyrinum*, éste patógeno ataca a plantas del género *Vicia*, especialmente a *V. graminea*. Presenta espermogonios agrupados, de 150 – 250 µm de diámetro. Ecidios hipófilos, dispuestos en grupos de 8 – 12 unidades de picnios, abiertos, amarillo pajizos; ecidiosporas anchamente elipsoidales o poliédricas de 12 - 17 X 15 - 17 µm, membrana hialina de 1 – 1.5 µm de espesor, con pequeñas verrugas.

La fase Uredo (Roncal 2004) = Uredosoros son anfígenos elipsoidales u oblongos, recubiertos por la epidermis del hospedero que se desgarran longitudinalmente (Roncal 2004); mostrando pulverulencias de color canela, las uredosporas globosas miden 16 - 23 X 21 - 25 µm, membrana de color canela de 1.5 – 2 µm de espesor, cubierta de espínulas pequeñas, espaciadas y 6 - 8 poros germinativos esparcidos. La fase Telia o Teliosoros semejantes a la fase Uredo o Uredosoro (Roncal 2004), pero más oscuros, teliosporas clavuladas fusiformes u ovoides, provistas de una papila hialina aplanada, membrana de color canela claro, lisa, casi hialina, pedicelo hialino de un largo de dos a tres veces el de la espora (Lindquist 1982).

b) *Uromyces clavatus*, éste fitopatógeno ataca a leguminosas del género *Lathyrus* especialmente sobre la especie *Lathyrus multiceps*, que se cultivan en Chile, Argentina y Uruguay; tiene como sinónimo a *Uredo lathyrella* (Lindquist 1982).

Presenta espermogonios entre los Ecidios, lenticulares, aplanados, 120 – 130 µm de alto y del mismo ancho, perífisis salientes. Ecidios hipófilos en grupos aislados de 10 o 20 unidades, peridio amarillo - pajizo, recurvado de 250 a 400 µm de diámetro. Ecidiosporas anchamente elipsoidales, globosas o poliédricas de 15 - 23 X 23 - 27 µm. Membrana hialina, delgada muy fina y densamente verrugosa. Uredosoros anfígenos, pequeños, oblongos, esparcidos, recubiertos por la epidermis que más tarde se rasga, pulverulentos de color canela oscuro. Uredosporas anchamente elipsoidales u obovoides de 23 - 28 X 26 - 30 µm de diámetro, membrana amarillo brillante, gruesa de 2.5 – 3 µm, cubierta de

equínulas muy espaciadas y 6 - 8 poros germinativos esparcidos. Teliosporas clavuladas fusiformes u obovoides, arriba redondeadas o agudas, 12 - 19 X 30 - 42 μm , membrana moreno clara; pedicelo hialino, dos o tres veces más largo que el cuerpo de la espora (Lindquist 1982).

c) *Uromyces phaseoli*, tiene como sinónimo a *Uromyces appendiculatus*, *Uromyces phaseolicola*, *Uredo phaseoli*, *Puccinia phaseoli* (Lindquist 1982).

Es fitopatógeno autoico, prospera eficientemente entre 14 a 22 °C, con humedad relativa que supere el 85%; es perjudicial para el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) se encuentra en toda Latinoamérica y extensamente en el Perú. Las plantas se muestran susceptibles desde los primeros estadios; destacando la infección a inicio de la floración (Roncal 2004).

De esta especie no se ha determinado espermogonios y ecidios. La fase Uredo o Uredosoro, es anfígeno, principalmente hipófilos, redondeados de 0.5 – 1 μm de diámetro, uredosporas globosas, elipsoidales u obovoides de 18 - 25 X 18 - 25 μm , membrana de color canela claro de 1.5 – 2 μm de espesor con espínulas espaciadas y 2 poros ecuatoriales. Teliosoros semejantes a los uredosoros pero más oscuros y compactos; teliosporas elipsoidales, ovoides o globosas, 18 - 29 X 25 – 35 μm , con papila prominente, hialina, sobre el poro germinativo, membrana moreno oscura, lisa, 2.5 - 3.5 μm de espesor uniforme; pedicelo hialino de largo igual al del cuerpo de la espora (Lindquist 1982).

De *Uromyces phaseoli*, se han identificado razas fisiológicas. Arthur los categorizó como *Uromyces phaseoli* var. *tupica* Arth., que afecta a los pallares (*Phaseolus lunatus*, *P. multiflorus* y *P. vulgaris*); *Uromyces phaseoli* var. *strophostylis* Arth., se halla en varias especies de *Strophostyles* y *Uromyces phaseoli* var. *vignae* (Barclay) Arth., que parasita a *Vigna repens* y *Vigna sinensis* (Lindquist 1982).

U. phaseoli ataca la parte aérea de la planta (hojas, tallos y vainas); pero la infección es notablemente mayor en hojas. Los síntomas iniciales son pequeños puntos ligeramente levantados de color amarillo pálido, luego estos puntos

crecen y rompen la epidermis, convirtiéndose en pústulas circulares color café rojizo, aspecto pulverulento y son rodeados por un halo amarillento. Cuando las condiciones ambientales son favorables y la variedad del hospedero es susceptible; el hongo forma numerosas pústulas, entonces las hojas pierden vitalidad y se defolian (Romero 1988).

d) *Uromyces viciae-fabae*, tiene como sinónimos a *U. orobi* y *Uredo viciae*. Este patógeno tiene como hospederos a leguminosas del género *Vicia* y está distribuido por Perú, Argentina y Brasil. Es muy frecuente y perjudicial para las habas y lentejas cultivadas (Lindquist 1982). Hongo autoico, prospera desde los 2000 a 2800 msnm, común en los andes de la sierra norte del Perú, con temperaturas promedio de 14 °C y 16 °C (Roncal 2004).

Espermogonios y ecidios son desconocidos. Fase Uredo = uredosoro anfigeno y caulícola esparcido y abundante, de color canela, pulverulentos, rodeados por la epidermis de 0.5 - 1 mm de diámetro; uredosporas globosas o elipsoidales, 19 - 22 X 23 - 30 µm, membrana de color canela con espínulas espaciadas y 3 - 4 poros ecuatoriales. Teliosoros parecidos a los uredosoros pero más oscuros y compactos; teliosporas elipsoidales, globosas u obovoides, algunas irregulares, 19 - 23 X 27 - 38 µm, membrana lisa, castaño morena oscura, 1.5 - 2.5 µm en los lados y 7 - 10 µm arriba, pedicelo coloreado en su unión con la espora (Lindquist 1982).

Los síntomas se observan en hojas, tallos y ocasionalmente en vainas; en hojas al principio son manchas diminutas blanquecinas, que después se transforman en pústulas pulverulentas color café; por presión las esporas de éste hongo rompen la epidermis. Posteriormente, los órganos afectados se amarillan y parte de los tejidos mueren (Romero 1988).

e) *Uromyces indigofera*, fitopatógeno distribuido por la Argentina y se encuentra atacando leguminosas del género *Indigofera sabulicola* (Lindquist 1982).

Presenta uredosoros anfígenos, redondeados, descubiertos, pulverulentos de color canela, de 1 - 1.5 mm de diámetro, rodeados por la epidermis levantada, esparcidos, abundantes; uredosporas elipsoidales, obovoides o globosas, de 15 - 19 X 17 - 19 μm , membrana de color canela, 1.5 - 2 μm de espesor, con espínulas espaciadas y 2 o 3 poros germinativos ecuatoriales, con una papila hialina bien marcada. Teliosoros semejantes a los uredosoros pero más oscuros; teliosporas globosas, elipsoidales u obovoides, hacia arriba obtusas, atenuadas hacia abajo, 19 - 27 X 23 - 25 μm , membrana castaño, lisa, 2.5 - 3 μm de espesor en los costados y 7 - 10 μm en el ápice, pedicelo hialino y dos veces el largo de la espora persistente (Lindquist 1982).

f) *Uromyces trifolii-repentis*, tiene como sinónimos a *Aecidium trifolii-repentis*, *Puccinia trifolii*, afecta a trébol (*Trifolium repens*); presenta espermogonios globosos esféricos de 14 a 18 μm de diámetro. Ecidios en nervaduras y peciolo de hojas, provocando ligeras hipertrofias de 250 – 300 μm de diámetro, las ecidiosporas son elipsoidales, oblongas de 15 - 19 X 17 - 23 μm , membrana hialina 1 - 1.5 μm de espesor con espínulas pequeñas y fuertemente agrupadas. Los Uredosoros = Uredo miden 200 – 300 μm de diámetro muestran uredosporas pulverulentas; éstas son globosas, elipsoides de 17 - 21 X 23 - 27 μm , con membrana de color amarillo dorado de 1.5 – 2 μm de espesor con espínulas espaciadas y 2 a 3 poros aproximadamente. Los Teliosoros = Telia, oscuros, casi negros; teliosporas ovoides, elipsoidales de 17 - 21 X 23 - 27 μm , membrana castaño de 2 - 2.5 μm de espesor uniforme (Lindquist 1982).

g) *Uromyces striatus*, los sinónimos corresponden a *Uromyces medicaginis*, *Uredo medicaginicola*, *Uredo medicaginis*; es una especie heteroica de ciclo de vida largo; tiene como hospederos alternos a *Euphorbia cyparissias* y *E. virgata* y esta difundida por toda América, afectando alfalfa (*Medicago sativa*). Las uredosporas son globosas y elipsoidales de 16 - 21 X 18 – 22 μm , con membrana de color canela de 1.5 - 2.5 μm de espesor con espínulas ralas y 3 - 4 poros germinativos ecuatoriales. Teliosporas unicelulares oscuros, globosas, elipsoidales a veces asimétricas de 15 - 19 X 19 – 25 μm , con membrana castaña de 1.5 - 2.5 μm de espesor (Lindquist 1982).

h) *Uromyces lupini* MSRO, o *Uromyces anthyllidis* (Grev.) Schroet, Hedw.
Uromyces renovatus Sydow, H.

U. lupini MSRO se encuentra afectando al cultivo de chocho (*L. mutabilis* Sweet), fitopatógeno del cual se tiene información limitada en nuestra patria (Roncal 2004).

Uredosoros = Uredo, sin cobertura, hipófilos, de 0.5 - 1 mm de diámetro, de color canela, almohadillados, aislados o dispuestos en círculos concéntricos, abundantes; uredosporas subglobosas o elipsoidales, 18 - 22 X 18 - 23 μm , con membrana amarillo dorada de 2.5 – 3 μm de espesor, con espínulas espaciadas, bien visibles y 6 - 8 poros germinativos esparcidos. Teliosoros = Telia, algo más oscuros que los uredosoros; teliosporas globosas, elipsoidales u obovoides, de 15 - 18 X 16 - 22 μm , con una pequeña papila hialina sobre el poro germinativo. La membrana de color marrón oscuro, con verrugas toscas y abundantes, esparcidas o a veces dispuestas en estrías; 2.5 – 3 μm de espesor en los lados y ligeramente más engrosada en la parte superior; pedicelo hialino, corto y frágil (Lindquist 1982).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación geográfica del trabajo de investigación

La presente investigación se realizó en campo y laboratorio. Cajamarca geográficamente se ubica a 2750 msnm con las coordenadas referenciales 7° 9' 48" de latitud Sur y 78° 30' 32" longitud Oeste, con una temperatura promedio anual de 14.6 °C, humedad relativa promedio anual de 65% y una precipitación anual de 823 mm.

El laboratorio de Fitopatología ubicado en la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, geográficamente se ubica a 2700 msnm con las coordenadas referenciales 7° 10' 48" de latitud sur y 78° 6' 48" de longitud oeste.

3.2. Materiales y métodos

3.2.1. Material biológico, plantas de chocho con síntomas y signo de *Uromyces lupini* MSRO.

3.2.2. Material de campo, navajas, tijera de podar, depósitos de polietileno, bolsas de polietileno, cámara aséptica de polietileno, etiquetas de identificación, cooler de tecnopor, cubos de hielo y libreta de apuntes.

3.2.3. Material y equipo de laboratorio

Lupa, estereoscopio, microscopio compuesto, cámara fotográfica, láminas porta y cubre objetos, placas Petri, autoclave, cámara de flujo laminar, incubadora, estufa; desinfectantes como hipoclorito de sodio 2 y 5% y alcohol de 96° y otros materiales que facilitaron realizar la investigación constituidos por tijeras de podar, cámaras húmedas de frascos de polietileno, cinta scotch, navajas, jeringas, pinzas, agujas hipodérmicas N° 25, bisturís, mecheros, detergente, sorbetes de plástico.

3.3. Metodología

3.3.1. Trabajo de campo

Considerando la época de siembra y el estado fenológico del chocho en la sierra norte del Perú, se seleccionaron órganos afectados por *Uromyces lupini* MSRO.

La obtención de muestras en folíolos afectados por roya, se realizó con ayuda de tijeras de podar; se seccionaron folíolos afectados por roya en el envés y el haz; teniendo especial cuidado de disponer a los folíolos en las cámaras húmedas, para su traslado al laboratorio.

La obtención de muestras de tallos, peciolos, ramas y ramitas; también se realizó con ayuda de tijeras de podar; de cada uno de estos órganos se seccionaron porciones de 3 - 5 cm de longitud donde se apreciaba el síntoma y signo de roya; estas porciones se dispusieron en cámaras húmedas con su respectiva identificación.

Finalmente, las muestras seleccionadas y dispuestas en las respectivas cámaras húmedas se colocaron en un cooler de tecnopor, que contenía cubos de hielo para mantener las muestras frescas, durante el transporte al laboratorio.

3.3.2. Trabajo de laboratorio

Las muestras cuyo signo no mostraban alteración del estado físico durante el transporte, fueron observadas a través del estereoscopio, que al seleccionar la porción ideal del signo, se extrajeron mínimas porciones de éste; para ser observadas al microscopio.

Las imágenes de interés fueron fotografiadas y descritas; estos resultados nos permitieron determinar las fases de este patógeno, siguiendo las claves de identificación de géneros y especies de royas propuestas por Lindquist (1982) y de Cummins y Hiratsuka (1983).

a) Determinación de la Fase 0 = Espermogonio, para determinar este estadio se realizaron cortes micrométricos de los órganos que mostraban el inicio de infección observados al estereoscopio; de esta manera se visualizó filamentos hialinos finos de distribución intra e intercelular en el tejido parenquimático de folíolos.

b) Determinación de la fase I = Aecia = Ecidio, para determinar esta fase, nos ayudamos del estereoscopio y aguja hipodérmica N° 25. Las muestras se extrajeron del “signo roya”, manifiestas en forma de protuberancias cristalinas amarillas en el envés de los folíolos. Las esporas extraídas se dispusieron en un porta objetos que contenía una gota de agua destilada, se cubrió con el cubre objetos y se observó a través del microscopio; fotografiamos las estructuras de interés. Destacando entre éstas, la presencia de esporas formando cadenas.

c) Determinación de la fase II = Uredo, considerando a esta fase como el estadio de máxima actividad patogénica; las esporas que caracterizan a esta fase se extrajeron de pústulas amarillas de folíolos, tallos, ramas y ramitas. Teniendo especial cuidado en visualizar esporas unicelulares carentes de pedicelo, que es característica morfológica general de este tipo de esporas en las diferentes especies del género *Uromyces*.

d) Determinación de la fase III = Telia, esta fase, en todo tipo de royas se forma cuando el hongo enfrenta condiciones adversas, principalmente de alimento. Las muestras se extrajeron de pústulas de todos los órganos afectados; visualizándose al microscopio esporas unicelulares pediceladas individuales y unidas formando paquetes compactos de color anaranjado.

e) Determinación de la fase IV = Promicelio, para determinar esta fase se expusieron teliosporas a humedad relativa entre 70 – 80 % y temperatura entre 18 – 22 °C. Para obtener estas condiciones se hizo uso de placas Petri, láminas porta y cubre objetos, sorbetes de plástico y agua destilada.

En la base de la placa Petri se dispuso parte de un sorbete doblado en ángulo agudo; luego se agregó 5 cc de agua destilada.

Las teliosporas motivo de observación en el proceso de germinación, se dispusieron en un porta objetos que contenía una gota de agua destilada; luego se cubrió con la cubre objetos y se verificó al microscopio la presencia de teliosporas.

El porta objetos con las teliosporas se dispuso sobre el sorbete de plástico en triángulo y se cubrió con la tapa de la placa Petri. Bajo estas condiciones la placa Petri se colocó en la incubadora cuya temperatura fue 22 °C.

Observándose cada 24 horas hasta verificar germinación del promicelio que termina formando el basidio y las basidiosporas respectivas.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Ciclo biológico de *Uromyces lupini* MSRO

4.1.1. Fase 0 = Espermogonio = Espermacios

Los espermogonios o espermacios de este estadio no se lograron diferenciar en los diferentes cortes micrométricos de los tejidos muestreados del hospedero; debido a que los filamentos son extremadamente frágiles.

En los ensayos “in vitro”, se logró determinar el proceso germinación de las basidiosporas incluso el proceso de anastomosis entre filamentos de diferente polaridad.



Fig. 1. Basidio mostrando tres esterigmas y la basidiospora apical



Fig. 2. Basidiosporas de diferente polaridad (+,-) (a); Basidiospora en proceso de germinación (b)

4.1.2. Fase I = Aecia = Ecidio

Esta fase prospera en el envés de los folíolos; se caracteriza por presentar filamentos no cenocíticos con células dicarióticas (núcleo +, núcleo -) como lo reporta Agrios (1999), cuando comenta esta fase de *Puccinia graminis tritici*.

Los filamentos dicarióticos es consecuencia de anastomosis que ocurre entre los espermacios (Fase 0), este proceso ocurre con frecuencia en royas autoicas como en *Puccinia polysora* en maíz donde todos los estadios se dan en el mismo hospedero y en el caso de *Puccinia sorghi* tienen su hospedero alterno, que en la sierra norte del Perú se conoce como chulco (*Oxalis* sp.), esta roya es heteroica (Roncal 2004).

Para el caso específico de *U. lupini*, la hifa dicariótica invade las células del parénquima del envés de los folíolos, causando primero una ligera infección que favorece la proliferación de picnios. Estructuralmente cada picnio está conformado por paredes sensibles que al destruirse dejan ver abundante formación de aeciosporas unicelulares dispuestas en cadenas frágiles. Los picnios y las ecidiosporas a la vista se dejan ver como grumos de color anaranjado.

La infección que producen las toxinas en esta fase, se limita a células de la epidermis del envés de los folíolos y en el haz apreciamos áreas circulares cloróticas desde 2 a 7 mm de diámetro; en los inicios ocurre la pérdida del color verde normal, característica de infección fungal, como manifiesta Agrios (1999).



Fig. 3. Basidiosporas de diferente polaridad, mostrando sus tubos de germinación (a); anastomosis de los tubos de germinación; para dar origen a filamentos dicarióticos, base de la Fase Aecia o Ecidia (b).

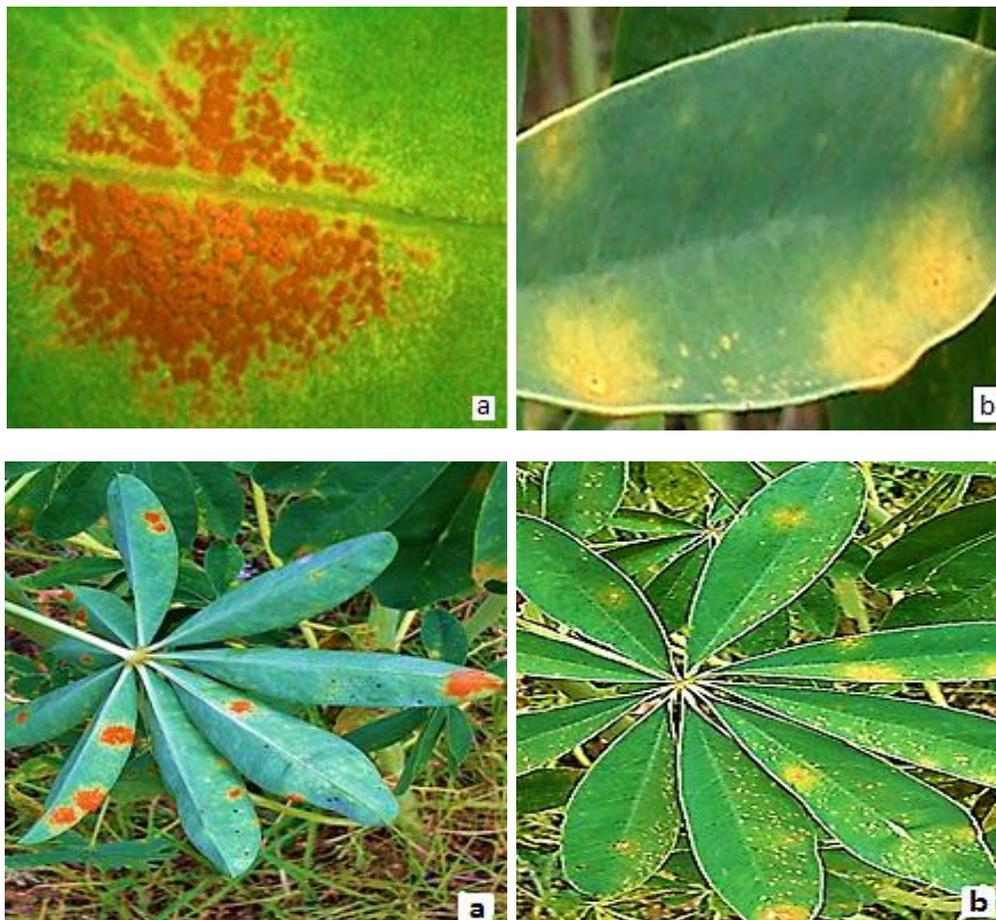


Fig. 4. Desarrollo del signo de la Fase Aecia = Ecidio, en el envés (a) y clorosis en el haz de folíolos de chocho (*Lupinus mutabilis*) (b).



Fig. 5. Aeciosporas catenuladas de *Uromyces lupini* MSRO



Fig. 6. Aeciospora germinando

4.1.3. Fase II = Uredo

Esta fase es consecuencia de la infección que causan la germinación de las aeciosporas = ecidiosporas, en diferentes áreas del parénquima foliar ocupado por el desarrollo de la Fase I y las nuevas infecciones que aparecen como pústulas en el haz de foliolos, el tejido cortical de peciolo, ramitas y ramas del chocho. En la literatura Fitopatológica se reporta que esta fase presentan todos los Basidiomycetes que causan roya, como lo comentan Agrios (1999) y Lindquist (1982) y es la fase de máxima actividad patogénica (Roncal 2004).

Esta Fase, es fácilmente distinguishible en el haz de los foliolos en forma de pústulas amarillas, individuales y aisladas. En el envés, son difíciles de visualizar debido a que las esporas de la fase I, ocupan estos espacios.

Cuando la Fase Uredo desarrolla en el envés de los foliolos se aprecian pústulas individuales de 0,3 – 0,5 mm de diámetro, distribuidas en el área circular afectada que se muestra de color anaranjado de 1.1 – 1.3 cm de diámetro y ésta a su vez se encuentra rodeada de un área clorótica, como síntoma de intoxicación de células del parénquima como lo reportan, Romero (1988), Agrios (1999) y Roncal (2004).

En el tejido cortical de peciolo, ramas y ramitas; las pústulas también se encuentran aisladas, ocupando el espacio afectado del hospedero de color amarillo de 0,7 – 1 cm de diámetro y este a la vez rodeado de un área de color verde pálido y clorótico.

Las uredosporas vistas al microscopio, se aprecian unicelulares, subglobosas, algo circulares y elipsoidales de color naranja de 20 por 23 μm de diámetro.

Esta fase como en todo hongo que produce roya, es la de máxima actividad patogénica, el desarrollo de filamentos en el hospedero es en forma inter e intracelular, se alimenta a través de haustorios, metaboliza toxinas de fácil difusión (Roncal 2004), por lo que el parénquima alrededor del foliolo se muestra con amplia área clorótica visible a distancia.



Fig. 7. Pústulas de la Fase Uredo en el haz (a) y envés (b) del foliolo y en tallo de chocho (*Lupinus mutabilis*)

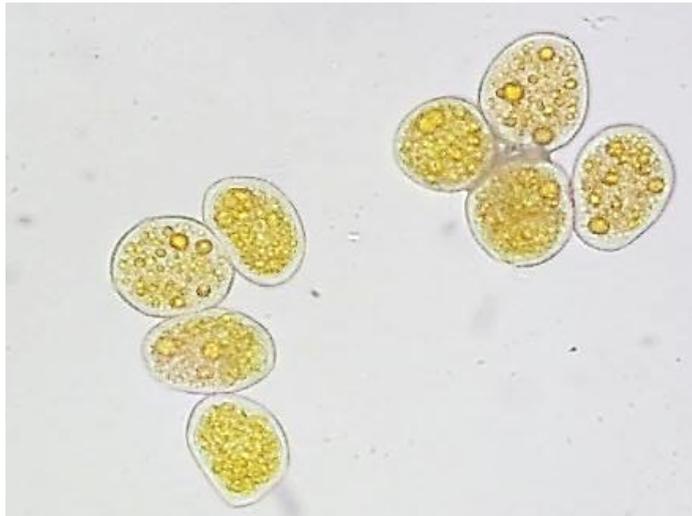


Fig. 8. Uredosporas unicelulares de *Uromyces lupini* MSRO

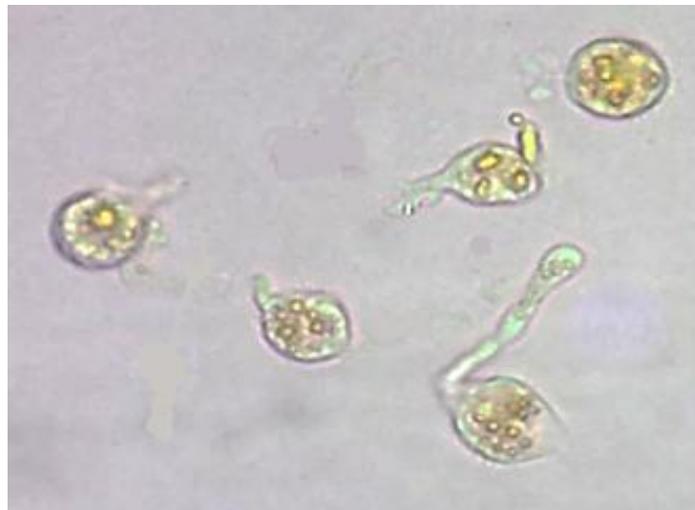


Fig. 9. Uredosporas mostrando un tubo de germinación

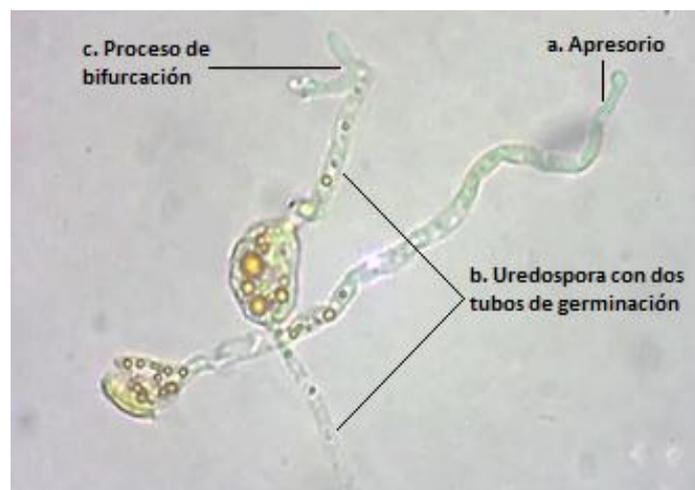


Fig. 10. Uredosporas mostrando un tubo de germinación con apresorio (a); uredospora con dos tubos de germinación (b) y uno de ellos en proceso de bifurcación (c).

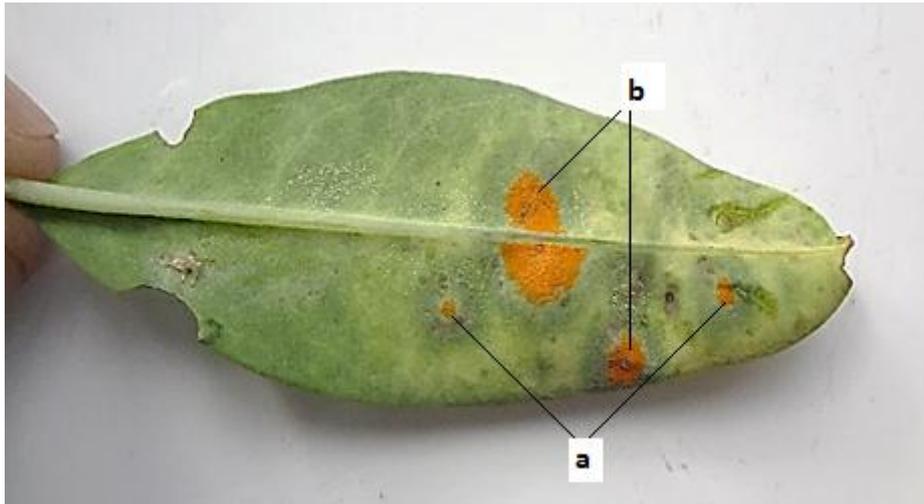


Fig. 11. Pústulas en fase Uredo (a); signo felpo – polvosa constituido por aeciosporas y uredosporas (b).

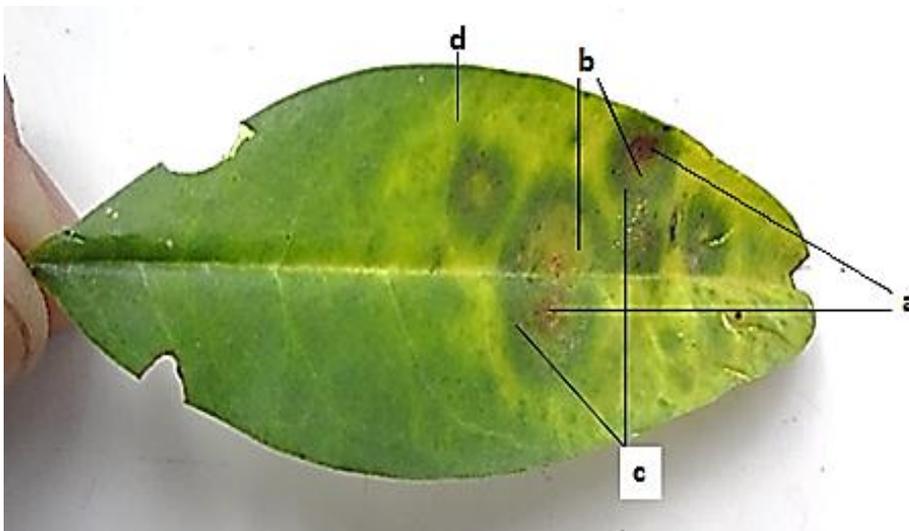


Fig. 12. Inicio de necrosis del parénquima foliar (a), rodeado de un área verde amarillento (b) y éste limitado por un halo verde oscuro (c) y parénquima clorótico (d).

4.1.4. Fase III = Telia

Este estadio, se forma inmediatamente después que los filamentos de la fase Uredo han invadido y necrosado las células de los tejidos verdes del hospedero; causa principal para que el hongo pase a su estado de conservación por falta de alimento como lo comentan Agrios (1999) y Roncal (2004).

Es frecuente observar en el signo “Roya” de este patógeno presencia de teliosporas, uredosporas y ecidiosporas confundidas en un mismo espacio, lo que no ocurre con otras especies como la roya del trigo (*P. graminis tritici*), en

donde se diferencia la fase Uredo con uredosporas de color amarillo y la Fase Telia con teliosporas de color negro, como lo reportan diferentes autores dentro de ellos Romero (1988), Agrios (1999). Para el caso específico de *U. lupini* esta característica se debe a que las infecciones de la Fase I, solo se presentan en algunas células de la epidermis del envés de los folíolos, dejando intactas las células del parénquima en empalizada y esponjoso que sirven de alimento para el hongo en Fase II = Uredo, o estadio de máxima actividad patogénica como lo reporta Roncal (2004).

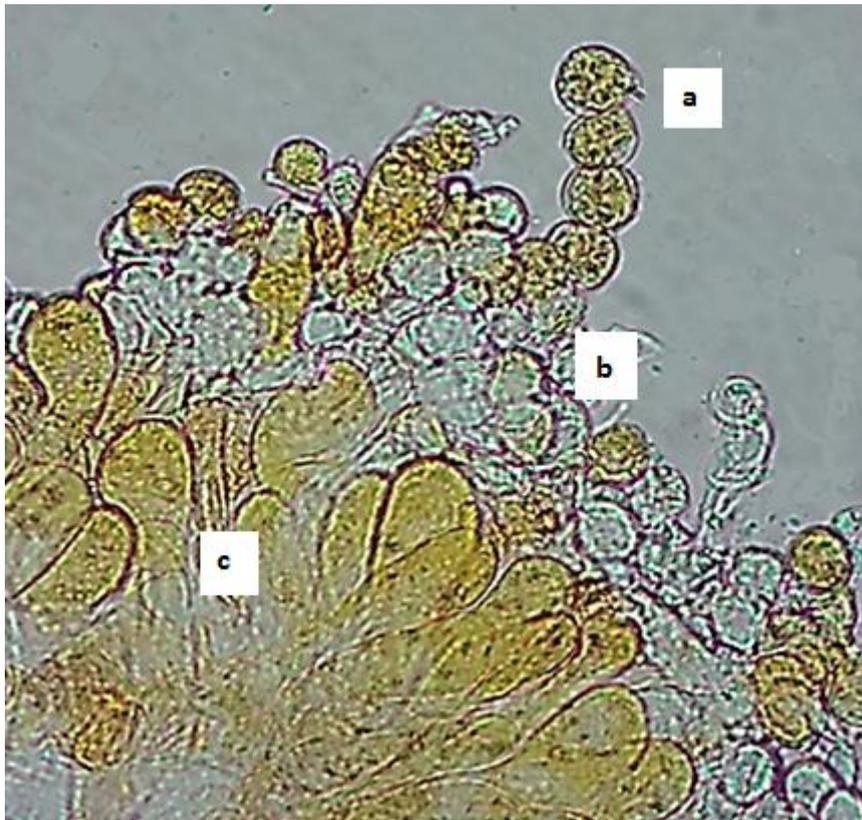


Fig. 13. Presencia de aeciosporas (a), uredosporas (b) y teliosporas (c) de *U. lupini* MSRO

Necrosado el tejido parenquimático, el hongo pasa a su estado de conservación por falta de alimento, conocido como Fase III = Telia, éstas teliosporas son unicelulares con doble pared, cuya pared externa muestra pequeñas verrugas, miden 22 μm de largo por 16 μm de ancho. Éstas vistas al microscopio son de color anaranjado y tienen formas distintas, destacan las globosas, ovoides, ovoides alargadas, obovadas, elipsoidales y coniformes, todas ellas con pedicelos hialinos; característica propia de las diferentes especies del género *Uromyces* como lo comenta Lindquist (1982).

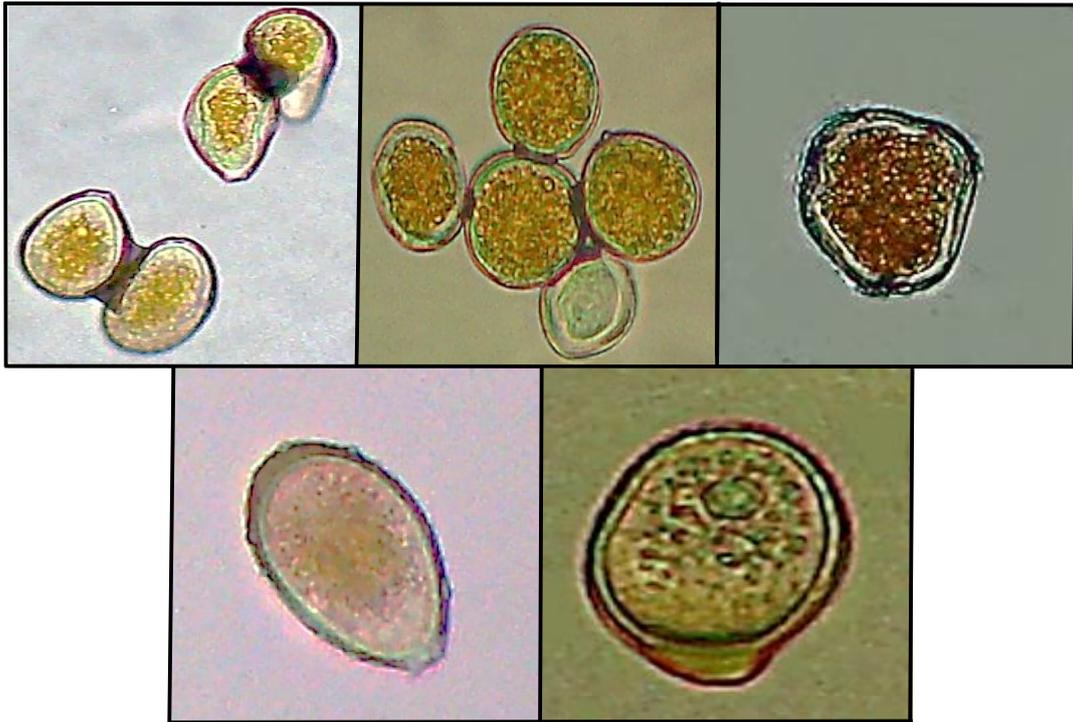


Fig. 14. Formas no frecuentes de teliosporas de *Uromyces lupini* MSRO

Las teliosporas son inconfundibles, cuando se forman en las pústulas después de la Fase Uredo, localizadas en el haz de folíolos, peciolo, ramitas y ramas del chocho.

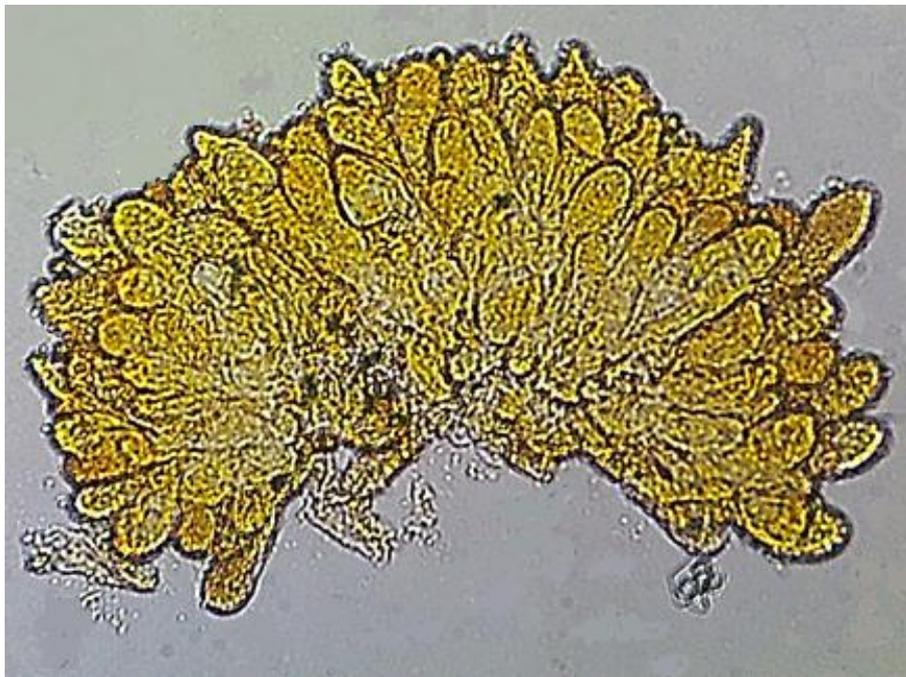


Fig. 15. Paquete de teliosporas de *Uromyces lupini* MSRO



Fig. 16. Pústulas en donde prosperan la Fase Uredo y Telia de *Uromyces lupini* MSRO.



Fig. 17. Teliosporas globosas elipsoidales, con membrana chocolate y verrugas toscas esparcidas en estrías

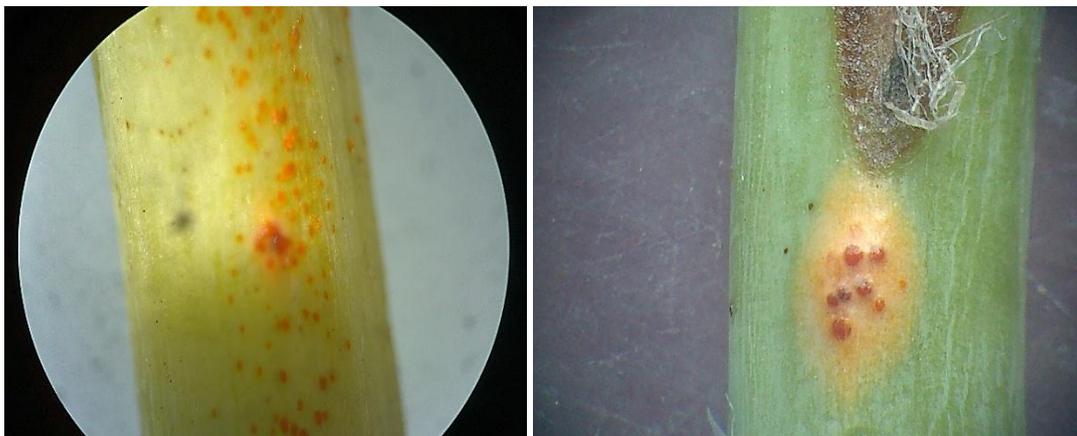


Fig. 18. Pústulas de la Fase Telia en tallo de chocho vistas al estereoscopio

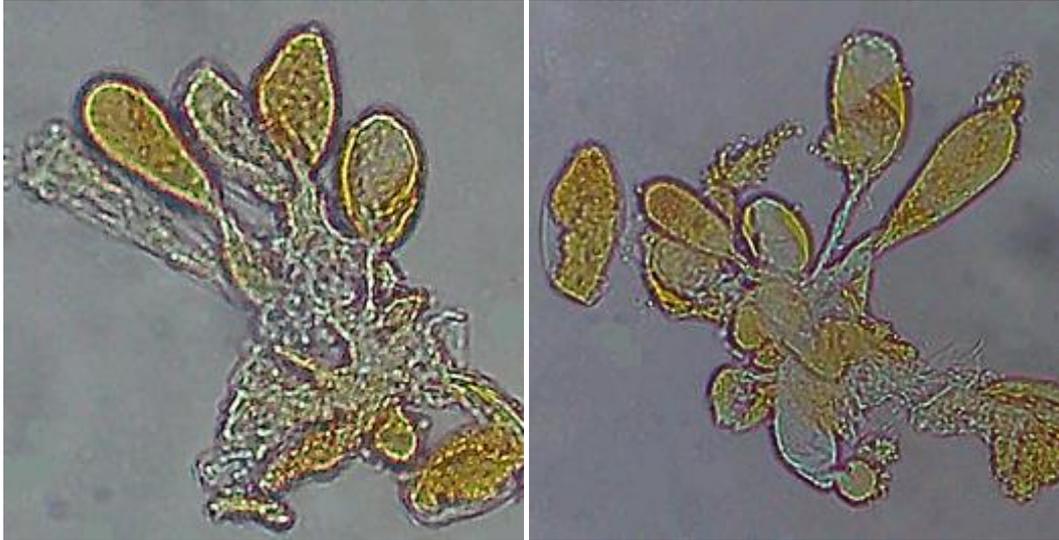


Fig. 19. Paquete de teliosporas pediceladas de *Uromyces lupini* MSRO

4.1.5. Fase IV = Probasidio

En condiciones naturales las teliosporas de *U. lupini*, después de un tiempo de letargo y principalmente cuando las plantas en un cultivo de chocho inician la diferenciación de la primera inflorescencia, cuya temperatura ambiente es mayormente de 8 – 16 °C y humedad relativa entre 75 % a 85 %, germinan un tubo de germinación grueso conocido como probasidio, que finalmente terminan transformándose en un basidio con cuatro esterigmas, que soportan a cuatro basidiosporas, como es natural en todas la especies de patógenos que causan Roya (Agris 1999).

Los basidios de esta especie, son curvados, a medida que aumentan de tamaño recepciona al contenido celular de la teliospora y a los cuatro núcleos (dos + y dos -), producto de meiosis; cada núcleo migra al interior del respectivo esterigma, se cubre de citoplasma y como primordio de basidiospora, sale al exterior en donde completa su crecimiento y desarrollo en forma de basidiospora; ésta es frágil, se disemina por el viento, agua, hasta llegar a ocasionar infección sólo en el envés de los folíolos de chocho.

Diferenciadas las basidiosporas se muestran esféricas (dos de polaridad positiva y dos de polaridad negativa). Las células de cada basidio son frágiles, por tanto de manera separada permiten el crecimiento y madures de cada basidiospora.



Fig. 20. Dos basidios, mostrando esterigmas, soportando basidiosporas de *Uromyces lupini* MSRO



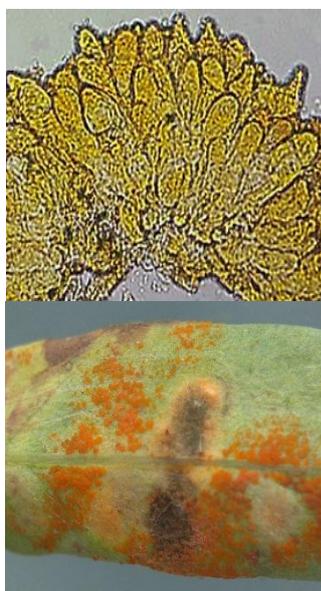
Fig. 21. Basidios curvados, mostrando esterigmas y basidiosporas de *Uromyces lupini* MSRO



Fase IV = Probasidio; Basidio con basidiosporas de diferente polaridad



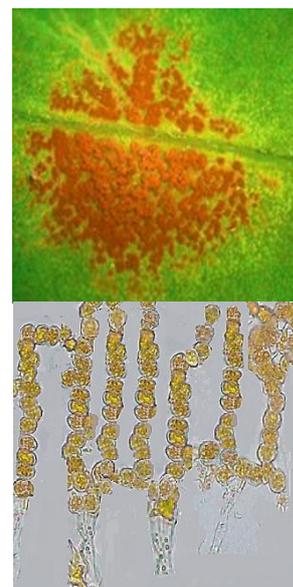
Fase 0 = Espermogonio; Basidiosporas germinando (a); Anastomosis de tubos de germinación - filamento dicariótico (b)



Fase III = Telia; Paquete teliosporas (a); tejido necrosado del hospedero (b)



Lupinus mutabilis



Fase I = Aecia o Ecidio; aeciosporas en el envés de foliolos (a); Cadenas de aeciosporas (b)



Fase II = Uredo; Uredosporas unicelulares (a); Pústulas en el has, envés y tejido cortical de tallos.

Fig. 22. Ciclo biológico de *Uromyces lupini* MSRO en *Lupinus mutabilis*

4.2. Patogénesis de *Uromyces lupini* MSRO

En campo bajo condiciones adecuadas cuando la temperatura ambiente es de 8 a 16 °C y la humedad relativa entre 75 % a 85 %, las teliosporas después de un tiempo de letargo germinan un promicelio que termina formando un basidio que soporta cuatro basidiosporas, dos de polaridad positiva y dos de polaridad negativa; estas se desprenden, se disponen en el envés de los foliolos, y germinan tubos de germinación; cuyos filamentos se alimentan de células de la epidermis. Cuando estos filamentos (diferente polaridad) hacen anastomosis dan origen a hifas dicarióticas que tienen la propiedad de infectar células del parénquima foliar del envés de foliolos dando origen a la fase aecia o ecidio que se muestra a la vista como grumos de color anaranjado conformado por ecidiosporas dispuestas en cadenas frágiles. Éstas ecidiosporas se desprenden y se disponen en el envés, haz y tejido cortical de ramas y ramitas de tallos de color verde, germinan tubos de germinación e infectan el tejido cuyos filamentos recorren los espacios intra e intercelulares dando origen a la fase uredo que se muestra como pústulas de color amarillo con amplias áreas cloróticas, que terminan necrosándose como consecuencia de la intoxicación celular. Esta fase es la de máxima actividad patogénica del hongo. Finalmente cuando las células de los tejidos afectados no proporcionan alimento a la fase uredo, el hongo pasa a su estado de latencia formando teliosporas; en este estado permanecen hasta encontrar la oportunidad de germinar el promicelio o basidio respectivo.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. *Uromyces lupini* MSRO en chocho (*Lupinus mutabilis* Sweet), es roya macro cíclica, autoica.

5.2. De la Fase 0 o Espermogonio, se determinó basidiosporas geminando.

5.3. La Fase I o Ecidio, se forma en el envés de foliolos, produciendo ecidiosporas unicelulares, equinuladas, en cadenas frágiles de color anaranjado.

5.4. La Fase II o Uredo, prospera en el haz de foliolos y en tejido cortical de peciolos, ramitas y ramas, formando pústulas amarillas. El signo se muestra como felpas polvosas. Las uredosporas son unicelulares subglobosas, algo circulares y elipsoidales de color naranja de 20 - 23 μm de diámetro. También se encuentra confundidas con las ecidiosporas.

5.5. La Fase III o Telia, se forman en las pústulas de la Fase Uredo; las teliosporas son unicelulares multiformes, pediceladas miden 22 μm de largo por 16 μm de ancho.

5.6. La fase IV o Probasidio, esta fase se caracteriza por presentar basidias curvadas con cuatro esterigmas que soportan cuatro basidiosporas.

5.7. Recomendamos seguir realizando este tipo de trabajos con el propósito de evaluar tiempos de duración entre fase y fase.

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFÍA

Agrios, C. N. 1999. Fitopatología. 2da edición. Editorial Limusa, S.A. México. 838 pág.

Agrios, G. N. 2005. Plant pathology. Fifth edition. Department of Plant Pathology University of Florida. 922 pág.

Alexopoulos C. J. & C. W. Mims 1979. Introductory Mycology. Third edition. John Wiley & Sons New York Chichester Brisbane Toronto. 632 pág.

Almeida, A. M. R.; Ferreira, L. P. ; Yorinori, J. T. ; Silva, J. F. V. y A. A. Henning 1997. Doencas da soja (*Glycine max* L.). Manual de Fitopatología. Volume 2: Doencas das plantas cultivadas. H. Kimati, L. Amorim, A. Bergamin Filho, L. E. A. Camargo, J. A. M. Rezende Editores. Teceira Edicao. Editora Agronómica Ceres Ltda. Sao Paulo – SP. 774 pág.

Barnett, H. L. & B. B. Hunter 1998. Illustrated Genera of ImperfectFungy. Secondprinting. The American PhytopathologicalSociety. Minnesota. USA. 218 pág.

Brucher, H. 1970. Die genetischen Reserven Sudamérica fur die kul Turp, flanzenzuch tung. 60 pág.

Camarena F, Huaranga A, Jiménez J, Mostacero E. 2012. Revalorización de un cultivo sub utilizado: Chocho o Tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet). Editorial CONCYTEC, Lima, Perú.

Castañeda, B.; Manrique, R.; Ramos, F.; Lizaraso, F.; Martínez, J. 2008. Probiótico elaborado en base a las semillas de *Lupinus mutabilis* Sweet. Acta Médica Peruana 25: 210-215.

Chávez, E. y P. Untied. 1979. El programa de producción de lupino, tarwi o chocho en Perú. Institutos Nacionales de Salud. Instituto de Nutrición. Proyecto Lupino. Informe N° 4. 48 a 66 pág.

Coiras y Roncal. 2015. Ciclo biológico de *Maravalía Rubusmorae* MSRO. En Zarzamora (*Rubus* sp.). Tesis. Universidad Nacional de Cajamarca. Perú. 53 pág.

Cummins, G y Hiratsuka, Y. 1983. Illustrated genera of Rust Fungi. The American Phytopathologica Society 3340 Pilotnob Road. St. Paul, Minnesota 55121, USA. 152 pág.

De La Cruz, J. 1979. Colección de variedades y evaluación de germoplasma Cajabamba (Cajamarca). Institutos Nacionales de Salud. Instituto de Nutrición. Proyecto Lupino. Informe N° 4. 5-11 pág.

Espinoza Montesinos E. A. 2009 “Cultivos Andinos” Lima - Perú. 41 pág.

Frey, F. y Jabar, F. 1983. Enfermedades y Plagas de Lupinos en Perú. G.T.Z., 86 pág.

Gallego. E y Sánchez. J. 2014. MYCO-UAL. Universidad de Almería (UAL). Área de micología. España. (Consultado en noviembre 2015 en [WWW.ual.es/GruposInv/mycoual/.](http://WWW.ual.es/GruposInv/mycoual/))

Gamarra Flores, Miriam. 1982. Aislamiento e identificación de hongos patógenos del forraje del tarhui en el Cuzco. Instituto Nacional de Salud. Centro de investigación en nutrición y control de alimentos. Informe N° 8. 80 – 98 pág.

Gladstones, J. 1970. Field Crop. Abstracts, Lupinus as crop plants. Vol 23. 148 pág.

Guido, C.F. y M.S. Roncal. 1984. Diferentes medios de cultivo, temperatura y pH para el desarrollo vegetativo *Colletotrichum gloeosporioides* lupini y control químico a nivel de laboratorio. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de Cajamarca.

Hernández, J. y León, J. 1992. Cultivos marginados otra perspectiva de 1 492. Jardín Botánico de Córdoba – España, Programa de Etnobotánica 92 (Andalucía 92) ONU para la agricultura y la alimentación. 145 pág.

Huamán, E. 2003. Etiología y cuadro clínico de la roya y del pasmo en el aliso (*Alnus acuminata* HBK) en Cajamarca. Tesis. Universidad Nacional de Cajamarca. Perú. 48 pág.

Jacobsen, E.; Mujica, A. 2006. El tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet) y sus parientes silvestres. Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia. Pág. 482.

Lindquist, J. C. 1982. Royas de la república Argentina y Zonas Limítrofes. Colección científica tomo XX. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria – Argentina. 574 pág.

Mostacero L., José; Mejía C., Freddy y Gamarra T., Oscar. 2009. Fanerógamas del Perú: Taxonomía, Unidad y Ecogeografía. Editorial Graficart Trujillo – Perú. 1332 pág.

Mujica A. 1990. Investigación y producción del tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet.) en el Perú. INIAA-PICA, Puno, Perú. 49 pág.

Mujica, A., Aguilar J. & S. Jacobsen. 2001. Resúmenes de investigaciones en Tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet) 1 976-2 001. UNA, Puno. 87 pág.

Palacios A. 2004. Obtención de alcohol a partir de la malta de *Lupinus mutabilis* (Tarwi). Facultad de Ingeniería química. Universidad Nacional del Centro del Perú.

Pérez, M. y M. Roncal 1994. Comparativo de catorce cultivares de chocho (*Lupinus mutabilis* Sweet) en tres localidades de Cajamarca. Tesis. Universidad nacional de Cajamarca. Perú. 67 pág.

Quiroz R. G. y M. Roncal 2010. Morfología de Darluca sp., como Controlador Biológico de Royas en Sauce (*Salix humboldtiana* Wind), Clavel (*Dianthus caryophyllus* L.) y Geranio (*Geranium* sp.) en la provincia de Cajamarca. Tesis Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cajamarca – Perú 58 pág.

Ríos, B. 1983. Estudio bromatológico de 40 ecotipos de *Lupinus mutabilis*. Tesis. Universidad Nacional de Cajamarca. 48 pág.

Romero, S. 1988. Hongos Fitopatógenos. Universidad Autónoma Chapingo. Dirección del Patronato Universitario, A.C. Primera edición. 347 pág.

Roncal, M. S. 1994. Fitoenfermedades de leguminosas en nueve provincias del departamento de Cajamarca. Universidad Nacional de Cajamarca. Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales. 62 pág.

Roncal, O. M. S. y O. Santisteban. 1979. Comparativo de seis densidades de siembra en el cultivo de chocho dulce (*Lupinus albus* var. Astra) en Cumbe Mayo – Cajamarca. Tesis Ingeniero Agrónomo. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional de Agronomía. 57 pág.

Roncal Ordóñez M. S. 1993. Taxonomía de Hongos Fitopatógenos Comunes. 1era ed., edit. Obispo Martínez Compañón. Cajamarca – Perú. 372 pág.

Roncal Ordóñez M. S. 2004. Principios de Fitopatología Andina. 1ra Edición, editorial Gráfica Bracamonte. Lima – Perú. 420 pág.

Roncal Ordóñez M. S. 2007. Morfofisiología y taxonomía de patógenos que inducen roya en cuatro especies forestales de Cajamarca, Perú. Revista Científica de la Escuela de Postgrado Universidad Nacional de Cajamarca. Editorial Fiat lux 3(2) 235-245. 307 pág.

Roncal y Roncal 2014. Cuadro Clínico y Morfología del Microorganismo que induce Quemado en Chocho (*Lupinus mutabilis*), en Huamachuco. Tesis. Universidad Nacional de Cajamarca. Perú. 61 pág.

Schieber, E., 1977. Inf. Enfermedades del lupino en el Perú. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit. Eschobron- Alemania Federal. 32 pág.

Vidal, A. 1977. Libro de resúmenes del V Congreso Nacional de Biología. Cuzco – Perú. 54 – 55, 178 pág.

ANEXOS

CLAVES DE IDENTIFICACIÓN DE *Uromyces lupini* SOBRE *Lupinus mutabilis* SEGÚN LINDQUIST (1982)

CLASE BASIDIOMYCETES

FAMILIA PUCCINIACEAE

A. Teliosporas típicas. Uni – bicelulares.

a. Teliosporas unicelulares.

I. *Uromyces*

Sobre leguminosas

A'. Membrana teliospórica verrugosa o "áspera".

a'. Membrana teliospórica con verrugas de diverso tamaño y disposición.

b'. Micelio localizado.

c. Verrugas de la membrana teliospórica esparcidas o dispuestas en líneas.

d. Macrocíclicas autoicas.

e. Opsi-formas.

f. Poros germinativos 6 – 8 esparcido.

Uromyces lupini o *Uromyces anthyllidis*.

GLOSARIO

AUTOICA: una especie que desarrolla todo su ciclo de vida en una sola especie hospedera.

CICLO BIOLÓGICO: conjunto de estadios o fases por las que pasa una especie.

DEMICICLICA: una especie que tiene en su ciclo de vida espermogonios, ecidios y teliosporas (0 – I – III).

DICARIOFITO: ciclo de vida de la roya que se extiende desde la basidiospora hasta la unión de los espermacios con el tricogine.

DIPLOIDE: refiriéndose a un elemento u órgano, aquel que lleva núcleos con un número doble de cromosomas.

ECIDIO: soro de varias formas en el cual se originan las ecidiosporas.

ECIDIOSPORA: espora que se forma en el ecidio. Por lo común se hallan dispuestas en cadena.

EPIBASIDIO: basidio que se origina por la germinación de una teliospora.

EQUINULA: igual a espínula.

EQUINULADO: que está cubierto de equínulas o espínulas.

ESPERMACIO: gameta masculina que se desarrolla en los espermogonios.

ESPERMOGONIO: órgano sexual en el cual se producen los espermacios.

ESPINULA: formación aguda o puntiaguda que aparece en la membrana de la espora.

ESPINULESCENTE: que lleva espínulas.

ESPOROGENO: células en las cuales se desarrollan los pedicelos de las esporas.

HAPLOIDE: refiriéndose a un elemento u órgano, aquel que lleva un núcleo, con la mitad de cromosoma.

GAMETOFITO: ciclo de vida caracterizado por la presencia de elementos uninucleados. Se originan a partir de las basidiosporas.

HEMICICLICA: una especie que se desarrolla, o a la que se le conocen sólo uredo y teliosporas (II – III).

HETEROICA: especie que desarrolla su ciclo biológico sobre dos hospederos de naturaleza taxonómica distinta.

HIALINA: clara, transparente.

LIPROCROMA: compuestos de lípidos y proteínas que dan coloración y/o pigmentación.

MACROCICLICA: especie que desarrolla todas las fases de su ciclo de vida (0 – I – II – III – IV).

MICELIO: el talo o aparato vegetativo de un hongo.

MICELIO SISTEMICO: aquel que se desarrolla invadiendo toda o una gran parte del hospedero.

MICROCICLICA: especie que sólo posee espermogonios y teliosporas, o solo estas últimas.

PATOGENECIDAD: capacidad para producir enfermedad en hospederos susceptibles.

PATOGÉNESIS: origen y evolución de una fitoenfermedad con todos los factores involucrados en ella.

PORO ECUATORIAL: poro ubicado al costado de la espora.

SORO: una envoltura de algunos soros principalmente ecidios; pero puede hallarse en los uredosoros o Teliosoros, agrupación de esporas de una misma naturaleza (Uredosoros, Teliosoros).

TELIOSORO: soro en el cual se encuentran agrupadas las teliosporas. Fase Telia.

TELIOSPORA: espora por lo común perdurante, en la cual se origina el basidio.

UREDOSORO: soro en el cual se hallan agrupadas las uredosporas. Fase Uredo.

UREDOSPORAS: espora que se desarrolla en el micelio dicariótico, es binucleada y por lo general es espora de diseminación.