

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA**



**“HONGOS ASOCIADOS A MANCHAS FOLIARES DEL
AGUAJE (*Mauritia flexuosa*) Y CAMU CAMU (*Myrciaria dubia*)
EN LA PROVINCIA DE MAYNAS”**

Presentada por:

MARÍA DEL ROSARIO UTIA PINEDO

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE EN FITOPATOLOGÍA**

Lima - Perú

2017

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA**

**“HONGOS ASOCIADOS A MANCHAS FOLIARES DEL
AGUAJE (*Mauritia flexuosa*) Y CAMU CAMU (*Myrciaria dubia*)
EN LA PROVINCIA DE MAYNAS”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

MARÍA DEL ROSARIO UTIA PINEDO

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Mg.Sc. Alejandro Pacheco Avalos
PRESIDENTE

Dra. Leonor Mattos Calderón
PATROCINADOR

Mg.Sc. Carlos Cadenas Giraldo
MIEMBRO

Mg.Sc. Liliana Aragón Caballero
MIEMBRO

DEDICATORIA

A Dios por ser mi fuerza y fortaleza.

A mi esposo que me apoya en todas mis actividades.

A mis hijos que son el aliento para mi superación y ser ejemplo para ellos.

A mis padres que hoy ya no están físicamente a mi lado para celebrar conmigo este logro.

AGRADECIMIENTO

A Dios por ser el que siempre está a mi lado dándome lo que me corresponde en el momento oportuno.

Agradezco a la Dra. Leonor Mattos asesora de mi tesis por su ayuda y paciencia para la culminación del trabajo de investigación.

A los miembros del jurado de la tesis por sus valiosos aportes en la revisión y redacción de la misma.

Al Mg. Sc Cesar Friburg por su apoyo incondicional en la revisión de mi tesis.

A mi compañero de Maestría Guillermo Huamani por su ayuda valiosa en la culminación de la investigación.

Al Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP) en la persona del Biólogo Cesar Delgado por su apoyo en la colección de muestras y la realización de la prueba de patogenicidad.

A todas las personas que me brindaron su apoyo y ayuda.

MUCHAS GRACIAS.

INDICE GENERAL

RESUMEN

ABSTRAC

I	INTRODUCCIÓN.....	1
II	REVISIÓN DE LITERATURA.....	2
	2.1 El aguaje.....	3
	2.1.1 Clasificación botánica.....	3
	2.1.2 Origen y distribución geográfica.....	3
	2.1.3 Descripción botánica.....	3
	2.1.4 Requerimientos ecológicos.....	4
	2.1.5 Enfermedades foliares fungosas en las Arecaceae.....	4
	2.2 El camu-camu.....	6
	2.2.1 Clasificación botánica.....	6
	2.2.2 Origen y distribución geográfica.....	6
	2.2.3 Descripción botánica.....	7
	2.2.4 Requerimientos ecológicos.....	7
	2.2.5 Enfermedades fungosas que afectan el camu-camu.....	8
III	MATERIALES Y MÉTODOS.....	10
	3.1 Ubicación.....	10
	3.2 Fase de Campo	10
	3.2.1 Zonas de muestreo.....	10
	3.2.2 Historial de campo	13
	3.2.3 Recolección de muestras	13
	3.2.4 Selección de muestras	15
	3.2.5 Traslado de las muestras.....	17
	3.3 Determinación de la frecuencia de síntomas y porcentaje de área foliar dañada en condiciones de campo	17
	3.3.1 Frecuencia de síntomas por planta	17
	3.3.2 Área foliar dañada	18
	3.4 Fase de laboratorio.....	19

3.4.1 Aislamiento e identificación de los hongos patógenos foliares	19
3.4.1.1 Desinfestación del material.....	19
3.4.1.2 Siembra en medios.....	19
3.4.1.3 Preparación de la cámara húmeda.....	22
3.4.1.4 Purificación de los cultivos fungosos en medio papa Dextrosa agar (PDA).....	22
3.4.1.5 Identificación a nivel de especie	22
3.4.2 Prueba de patogenicidad o postulados de Koch	23
IV RESULTADOS: Hongos aislados en las zonas de estudio de la Provincia de Maynas.....	27
4.1 Hongos aislados del aguaje	28
4.1.1 Características culturales - muestra 1	29
4.1.2 Prueba de patogenicidad - muestra 1.....	31
4.1.3 Características culturales - muestra 2	33
4.1.4 Prueba de patogenicidad - muestra 2.....	35
4.2 Hongos aislados del camu-camu	36
4.2.1 Características culturales - muestra 1	37
4.2.2 Prueba de patogenicidad - muestra 1.....	38
4.2.3 Características culturales - muestra 2	40
4.2.4 Prueba de patogenicidad - muestra 2.....	42
4.3 Intensidad de la enfermedad causada por los hongos identificados en el cultivo de aguaje y camu-camu en las zonas de muestreo en la Provincia de Maynas	43
4.4 Prevalencia de los patógenos fungosos aislados de aguaje y camu-camu de las zonas aledañas a Iquitos y a lo largo del Río Amazonas.....	45
V DISCUSIÓN.....	48
VI CONCLUSIONES.....	51
VII RECOMENDACIONES.....	52
VIII LITERATURA CITADA	53
IX ANEXOS.....	57

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Características de los campos de aguaje y camu-camu aledaños a la ciudad de Iquitos y zonas a lo largo del río Amazonas	13
Cuadro 2 Escala de Horsfall y Barrat modificada por Large (1966) para evaluación de área foliar afectada.....	18
Cuadro 3 Hongos aislados del aguaje de zonas aledañas a la ciudad de Iquitos.....	27
Cuadro 4 Hongos aislados del camu-camu de zonas aledañas a la ciudad de Iquitos y a lo largo del Río Amazonas.....	28
Cuadro 5 Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a Iquitos en el cultivo de aguaje.....	44
Cuadro 6 Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a Iquitos y a lo largo del Río Amazonas en el cultivo de camu-camu	44

INDICE DE FIGURAS

Figura 1 Mapa de las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos indicando los puntos de muestreo	11
Figura 2 Mapa de las zonas a lo largo del río Amazonas indicando los puntos de muestreo	12
Figura 3 Plantas de aguaje: a) mostrando necrosis en una palmera y hojas; b) hojas mostrando manchas necróticas	15
Figura 4 Hoja de aguaje: a) mostrando manchas necróticas alargadas de color marrón pajizo, b) mostrando manchas necróticas ovaladas de color marrón ...	15
Figura 5 Plantas de camu-camu con manchas necróticas en el ápice y bordes de la hoja de la parte inferior y media	16
Figura 6 Manchas necróticas ubicadas en el ápice de la hoja de camu-camu.....	16
Figura 7 Hoja de camu-camu mostrando manchas necróticas redondeadas de color marrón pajizo de la parte media de la rama	17
Figura 8 Esquema del aislamiento de hongos desarrollados a partir de siembra de tejidos infectados y purificación de cultivo	20
Figura 9 Esquema del aislamiento de hongos desarrollados en cámara húmeda y purificación del cultivo	21
Figura 10 Inoculación por aspersión sobre hojas.....	24
Figura 11 Inoculación colocando sobre la hoja, trozos con heridas de agar de 0.5 x 0.5 cm conteniendo el hongo	24
Figura 12 Plantas de aguaje inoculadas	24
Figura 13 Plantas de camu-camu inoculadas	24
Figura 14 Esquema de las metodologías de la prueba de patogenicidad de los hongos aislados e identificados de aguaje y camu-camu	26
Figura 15 a) Mancha necrótica en el ápice; b) Mancha necrótica alargada en lámina foliar	28
Figura 16 Colonias de bordes irregulares de color marrón oliváceo obtenida de la muestra 1	29
Figura 17 Conidióforos mostrando, conidias solitarias, secas, en el ápice del conidióforo	29

Figura 18 Conidias <i>Pyricularia oryzae</i> solitarias, secas, piriformes.....	30
Figura 19 Conidióforos <i>Pyricularia oryzae</i> rectos, no ramificados, flexuosos y geniculados.....	31
Figura 20 Manchas necróticas alargadas en las hojas inoculadas con <i>Pyricularia oryzae</i> usando el método por heridas, en aguaje	32
Figura 21 Mancha necrótica ovalada con borde definido, en hojas de aguaje.....	32
Figura 22 Colonia de <i>Helminthosporium solani</i> efusas (extendidas) vellosa y de coloración verde olivácea a marrón oscuro , micelio mayormente inmerso.....	33
Figura 23 Conidióforos, macronematoso, mononematoso, amacollados y conidias solitarias, acropleurógenas	34
Figura 24 Conidióforos rectos y septados (macronematosos) conidias solitarias de color marrón, acropleurogenas con pseudoseptas	35
Figura 25 Manchas foliares causados por <i>Helminthosporium solani</i> en hojas de aguaje con heridas e inoculadas por aspersión	36
Figura 26 Manchas necróticas pequeñas redondeadas en camu-camu	36
Figura 27 Colonias efusas (extendidas) de color verde oliváceo a gris	37
Figura 28 Presencia de conidióforos y conidias agrupados en racimos de la muestra 1 de camu-camu	37
Figura 29 Estroma, conidióforos en racimos y conidias solitarias.....	38
Figura 30 Manchas necróticas redondeadas ocasionadas por <i>Cercospora</i> sp. en camu-camu	39
Figura 31 Manchas necróticas generalmente ubicadas en el ápice de la hoja de camu-camu	39
Figura 32 Colonias inicialmente de color blanco luego tornándose marrón, desarrollado a partir de la muestra 2 de camu-camu	40
Figura 33 Conidioma y setas de color marrón.....	40
Figura 34 Conidioma, setas marrones cilíndricas y conidias hialinas naviculares con sétulas en ambas partes	41
Figura 35 Conidias naviculares con presencia de sétulas en ambos extremos.....	41

Figura 36 Manchas necróticas en el ápice de las hojas inoculadas con <i>Dinemasporium strigosum</i> en camu-camu.....	42
Figura 37 Mapa de las zonas aledañas a Iquitos mostrando la prevalencia de <i>Pyricularia oryzae</i> y <i>Helminthosporium solani</i> en aguaje.....	45
Figura 38 Mapa de las zonas aledañas a Iquitos mostrando la prevalencia de <i>Cercospora sp.</i> y <i>Dinemasporium strigosum</i> en el cultivo de Camu-camu.....	46
Figura 39 Mapa de las zonas a lo largo del Río Amazonas con prevalencia de <i>Cercospora sp.</i> y <i>Dinemasporium strigosum</i> en el cultivo de Camu-camu.....	47

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1 Medidas para la especiación de <i>Pyricularia oryzae</i>	58
Anexo 2 Medidas para la especiación de <i>Helminthosporium solani</i>	59
Anexo 3 Medidas para la especiación de <i>Dinemasporium strigosum</i>	60
Anexo 4 Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de aguaje, zonas aledañas a Iquitos: <i>Pyricularia oryzae</i>	61
Anexo 5 Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de aguaje, zonas aledañas a Iquitos: <i>Helminthosporium solani</i>	63
Anexo 6 Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de camu-camu, zonas aledañas a Iquitos: <i>Cercospora sp</i>	65
Anexo 7 Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de camu-camu, zonas aledañas a Iquitos: <i>Dinemasporium strigosum</i>	67
Anexo 8 Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de camu-camu, zonas a lo largo del Río Amazonas: <i>Cercospora sp</i>	69
Anexo 9 Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de camu-camu, zonas a lo largo del Río Amazonas: <i>Dinemasporium strigosum</i>	71
Anexo 10 Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos en el cultivo de aguaje	73
Anexo 11 Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos y a lo largo del Río Amazonas en el cultivo de camu-camu	73

“HONGOS ASOCIADOS A MANCHAS FOLIARES DEL AGUAJE (*Mauritia flexuosa*) Y CAMU- CAMU (*Myrciaria dubia*) EN LA PROVINCIA DE MAYNAS”

RESUMEN

El presente trabajo fue realizado en la Provincia de Maynas, Región Loreto – Perú, cuya ubicación UTM es -2.3554348, -77.4220932. Esta investigación consistió en la identificación de los hongos *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium solani*, *Cercospora sp.*, y *Dinemasporium strigosum* los que producen manchas foliares en los cultivos nativos de *Mauritia flexuosa* L.F “Aguaje” y *Myrciaria dubia* Mc Vaugh “Camu –camu”, porque estos hongos disminuyen la producción y la calidad del producto. El objetivo principal, del presente trabajo fue la identificación de los hongos *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium solani*, *Cercospora sp.* y *Dinemasporium strigosum* que producen manchas foliares en los cultivos. Los objetivos es el de determinar la Intensidad de daño en los cultivos de *Mauritia flexuosa* L.F “Aguaje” y *Myrciaria dubia* Mc Vaugh “Camu camu” y realizar un mapeo de los agentes fungosos foliares aislados e identificados en estos dos cultivos. La toma de muestras, se realizó en los centros poblados San Juan, San Roque, Quistococha, El Dorado, Allpahuayo, San Miguel y Muyuy; la identificación de los hongos en estudio, se realizó en el Laboratorio de la Especialidad de Fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, en Lima- Perú. La Severidad en el cultivo de aguaje en zonas aledañas a Iquitos de *Pyricularia oryzae*, fue de 19.6% en el centro poblado de San Juan y de menor severidad en el centro poblado El Dorado de 11.9%; la severidad del *Helminthosporium solani* fue de 18.1 % en el centro poblado de Quistococha y el 16.6% en Allpahuayo el de menor severidad; En el cultivo de Camu-camu, la mayor severidad de *Cercospora sp.* fue de 20.3% en el centro poblado San Miguel y el de menor severidad fue en el centro poblado de Allpahuayo de 15.3%; la severidad del *Dinemasporium strigosum* fue mayor en el centro Poblado de Muyuy con 15.3 % y el de menor severidad en el centro poblado Allpahuayo de 11.7%.

Palabras claves: Severidad de Ataque, Manchas Foliares, Hongos Fitopatogenos.

"FUNGI ASSOCIATED A FOLIAR STAINS THE AGUAJE (*Mauritia flexuosa*) AND CAMU CAMU (*Myrciaria dubia*) IN THE PROVINCE OF MAYNAS"

ABSTRACT

The present work was carried out in the Province of Maynas, Region Loreto - Peru, whose UTM location is -2.3554348, -77.4220932. This research consisted in the identification of the fungi *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium solani*, *Cercospora* sp., and *Dinemasporium strigosum* that produce foliar spots in the native cultures of *Mauritia flexuosa* LF "Aguaje" and *Myrciaria dubia* Mc Vaugh "Camu-camu", for that these fungi diminish the production and the quality of the product. The main objective of the present work was the identification of the fungi *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium solani*, *Cercospora* sp., and *Dinemasporium strigosum* that produce foliar spots in the crops. The specific objective of determining the intensity of damage in *Mauritia flexuosa* L.F "Aguaje" and *Myrciaria dubia* Mc Vaugh "Camu-camu" crops, and to a mapping of isolated and identified foliar fungi in these two crops. Sampling was carried out in the towns of San Juan, San Roque, Quistococha, El Dorado, Allpahuayo, San Miguel and Muyuy, as they are easily accessible areas; the identification of the fungi under study was carried out in the Laboratory of the Phytopathology Specialty of the National Agrarian University of La Molina, in Lima- Peru. Severity in the cultivation of aguaje in areas near Iquitos de *Pyricularia oryzae* was 19.6% in the center of San Juan and the lowest severity in the center of El Dorado was 11.9%; The severity of *Helminthosporium solani* was 18.1% in the settled center of Quistococha and 16.6% in Allpahuayo the lowest severity; In the Camu-camu crop, the highest severity of *Cercospora* sp. , Was 20.3% in the center of San Miguel and the lowest severity was in the center of Allpahuayo of 15.3%; The severity of *Dinemasporium strigosum* was higher in the center of Muyuy with 15.3% and the lowest severity in the Allpahuayo population center of 11.7%.

KEY WORDS: Attack severity, Foliar spots, Phytopathogenic fungi

CAPÍTULO I

INTRODUCCION

La Selva Peruana es una importante región donde hay diversas especies de frutales nativos, los cuales producen frutos de características únicas en aroma y sabor. El aguaje y el camu-camu son dos frutales nativos que día a día van adquiriendo mayor importancia económica debido a sus propiedades nutricionales, los cuales han impulsado al cultivo de estas especies, tanto a nivel regional, nacional e Internacional. Pero existen limitaciones en la producción; uno de ellos, es el bajo rendimiento debido al sistema de agricultura predominante en la cuenca Amazónica, que es de tumbar, rozar y quemar parte del bosque para sembrar, luego en pocas campañas deja de ser productiva, y se busca otra parte del bosque donde se hace lo mismo y en forma migratoria. Actualmente existen zonas donde se están instalando cultivos permanentes y se está sembrando principalmente las especies nativas de la zona que tienen importancia económica.

Las enfermedades fungosas es uno de los factores importantes que afrontan las especies cultivadas, su presencia e intensidad de daño ocasionan la reducción de la producción afectando la vida útil del cultivo, así como, la calidad de los productos.

El control de estas enfermedades, aumentan los costos de producción, lo que va en desmedro del pequeño agricultor quien posee su área de cultivo en zonas distantes y marginales. Por ello, es muy importante y necesario realizar estudios para la identificación de agentes fungosos que afectan la parte foliar aguaje y del camu-camu, a fin de poder diseñar estrategias de control, para mejorar la calidad de los frutos, la productividad de las cosechas y obtener mejoras económicas.

Esta situación condujo a realizar el presente trabajo de investigación con los siguientes objetivos:

1. Determinar los agentes fungosos foliares presentes en los cultivos del aguaje y del camu-camu, en la Provincia de Maynas, de la región Loreto.

2. Determinar la sintomatología y la frecuencia de los hongos foliares en los cultivos del aguaje y camu-camu en las zonas más importantes de producción de la provincia de Maynas, de la región Loreto.

3. Elaborar un mapa de los agentes fungosos foliares aislados e identificados en los cultivos del aguaje y camu-camu, en las zonas de San Juan, San Roque, Quistococha, El Dorado, Allpahuayo, San Miguel y Muyuy.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 EL AGUAJE

La especie *Mauritia flexuosa* L.f. , es conocida comúnmente como aguaje en el Perú, caranday en Bolivia, canangucha en Colombia, moriche en Venezuela y buriti en Brasil. Es una especie perenne que pertenece a la Familia Arecaceae (Prompex, 1998).

2.1.1 Clasificación botánica. Según Carlos Linneo (1781) el aguaje tiene la siguiente clasificación taxonómica:

REINO	:	<i>Plantae</i>
CLASE	:	<i>Liliopsida</i>
SUB-CLASE	:	<i>Arecidae</i>
ORDEN	:	<i>Arecales</i>
FAMILIA	:	<i>Arecaceae</i>
GÉNERO	:	<i>Mauritia</i>
ESPECIE	:	<i>Mauritia flexuosa</i>

2.1.2 Origen y distribución geográfica

Es una especie nativa Amazónica, probablemente originaria de las cuencas de los ríos Huallaga, Marañón y Ucayali en el Perú. Tiene una amplia distribución en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Venezuela y Guyana. En la selva del Perú se cultivan y explotan poblaciones naturales en las regiones Loreto, Ucayali y San Martín (Prompex, 1998).

2.1.3 Descripción botánica:

Es una palmera dioica , normalmente mide 35 m de altura. El tallo o estípote es recto, liso, cilíndrico de 50 cm de diámetro. Las raíces profundizan hasta 60 cm y luego desarrollan horizontalmente hasta un radio de 40 cm. Tiene raíces secundarias aeríferas que le permiten respirar en condiciones hidromorfias. Las hojas son compuestas de 5-6 m de longitud, agrupadas en número de 10-20 en la parte terminal del tallo, el haz es verde

oscuro y el envés verde claro; las flores masculinas, miden 10 x 7 mm en la yema; mientras que, la flor femenina mide 2 mm de largo. El fruto es una drupa elipsoidal-oval, cubierto por escamas córneas mide de 5 - 7 cm de largo por 4 - 5 cm de diámetro, el peso varia 40-85 gr el mesocarpo es suave, amiláceo, de color amarillo, anaranjado o anaranjado rojizo tiene un espesor de 4-6 mm y constituye entre el 10-21% del fruto; puede haber 1-2 semillas por fruto (Delgado, 2004; Prompex, 1998).

2.1.4 Requerimientos ecológicos

Las condiciones ambientales óptimas para su desarrollo son: temperatura media anual máxima de 25.1 °C, mínima de 17.2 °C; precipitación promedio anual máxima de 3,419 mm y mínima de 936 mm altitud variable desde 50 hasta 850 msnm. Prospera en terrenos temporalmente o permanentemente inundados, preferentemente en áreas muy húmedas o con mal drenaje de histosoles ácidos, Se adapta en terrenos no inundables con buen drenaje o drenaje deficiente. desde arenosos hasta provistos de abundante materia orgánica. No tolera estancamientos prolongados de agua (Delgado, 2004; Prompex, 1998).

2.1.5 Enfermedades foliares fungosas en las Arecaceae

Al igual que muchas especies de plantas comestibles las Arecaceae (Palmas) también son afectadas por diversos patógenos que producen enfermedades dentro de estas están las manchas foliares fungosas.

Las enfermedades foliares fungosas son áreas que presentan un cambio de color, pueden ser cloróticas (perdida de clorofila) y necrótica (tejido muerto), son ocasionadas por especies de ascomicetos y hongos imperfectos, estos se reproducen por medio de conidios sobre hifas libres o en picnidio, pero algunos de ellos producen conidios en esporodoquios, o bien en acérvulos, algunos producen ascocarpos y ascospora. Por lo tanto, el inoculo primario puede ser las ascosporas o conidios, pero por lo común se originan a partir de las hojas desprendidas infectadas o bien de hojas pendientes del año anterior (Agrios, 2002).

Las enfermedades foliares presentan síntomas como manchas, tizones y pústulas, afectando la producción y utilización de la fotosíntesis y son causados por hongos de los siguientes géneros: *Cercospora*, *Helminthosporium*, *Pestalotia*, *Pyricularia*, *Dinemasporium*, *Septoria*, *Alternaria*, *Ascochyta*, *Colletotrichum*, *Bipolaris* (Agrios, 2002).

En Brasil, por primera vez, se encontró en la palma pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) una especie de Hiphomicetos perteneciente al género *Bipolaris* Shoemaker que fue identificada como (*Bipolaris bicolor* Mitra) Shoemaker. Los autores señalan que las características morfológicas y culturales del hongo (*Bipolaris bicolor* Mitra) fueron comparadas con las de los hongos *Exserohilum rostratum* y *Bipolaris setariae*, las cuales también producen manchas foliares en Palmas (Rodríguez, K y Kimati, H. 1998).

En el Perú en el cultivo del Pijuayo para Palmito existen trabajos realizados por el Proyecto Tempore (Tratado de Cooperación Amazónica), se reportan las siguientes enfermedades: 1. Mancha amarilla causada por *Pestalotiopsis* sp. 2. Mancha parda producida por *Mycosphaerella* sp. (Cercospora) 3. Mancha negra originada por el ataque de *Colletotrichum* spp. 4. Mancha anular causada por *Drechslera incurvata* (Villachica, H. 1996).

En otro trabajo de investigación que fue realizada por la Universidad de Costa Rica también se hace mención de las enfermedades en el cultivo del Pijuayo en el cual, se reportan: 1. Mancha negra de las hojas, cuyo agente causal se identificó como el hongo *Colletotrichum* sp. 2. Mancha de anillo, cuyo agente causal es el hongo *Drechslera setariae* 3. Hoja deshilachada, el agente causal de esta enfermedad es el hongo *Lasiodiplodia theobromae* (Arroyo, C. Arauz, L y Mora, J .2004).

En la palma africana (*Elaeis guineensis*) a medida que el área plantada se ha ido extendiendo en los países latinoamericanos, han surgido problemas de enfermedades no registradas antes en regiones tradicionales de este cultivo: África, Malasia, Indonesia. Algunas de estas enfermedades han ocasionado pérdidas cuantiosas en las plantaciones de Colombia, por ejemplo: la pudrición del cogollo, la marchitez sorpresiva, el añublo foliar o secamiento de las hojas, el anillo marrón y últimamente, el moteado de las hojas jóvenes o mancha anular. La enfermedad del añublo foliar o secamiento de las hojas, en América Central y América del Sur han limitado el rendimiento con una reducción entre el 27% y 36%, debido a la severidad del ataque, en palmas más jóvenes. Esta enfermedad también afecta palmas de edad superior a los dos años y medio. La enfermedad del añublo foliar o secamiento de las hojas, en palmas adultas, es más acentuado en el tercio inferior de la hoja. De las lesiones foliares se han aislado varios hongos: *Pestalotiopsis* (*P. palmarum* y

P. glandiola), *Pestalotia* sp., *Helminthosporium* sp., *Colletotrichum* sp., *Curvularia* sp., *Phyllosticta* sp., *Macrophoma* sp. y *Gloeosporium* sp (Sánchez, A. 1990).

En un estudio realizado en la Palma de aceite en Tingo María fueron encontrados los patógenos *Pestalotiopsis* (*P. palmarum* y *P. glandiola*), *Pestalotia* sp., *Helminthosporium* sp., *Colletotrichum* sp., *Curvularia* sp., *Phyllosticta* sp., *Cercospora elaeidis*, *Lasiodiplodia* (Cabezas, O. 2008).

Igualmente un estudio realizado por el IICA en Nicaragua se encontró *Pestalotiopsis palmarum* y *Helminthosporium* sp atacando a la palma aceitera (Sáenz, L. 2006).

De la indagación de trabajos efectuados, sobre enfermedades fitopatógenas del aguaje (*Mauritia flexuosa*) los autores de los mismos, no reportan la presencia enfermedades fungosas fitopatógenas, a excepción de la fumagina que cubre hojas, frutos y racimos; producida como consecuencia de la presencia de *Cerataphis brasiliensis* que es un homóptero (Delgado, 2004).

2.2 EL CAMU- CAMU

2.2.1 Clasificación botánica: Clasificado por Kunth (1823) y reclasificado en el año 1963 por Mc Vaugh, el camu-camu tiene la siguiente clasificación taxonómica:

- **Tipo** : *Fanerógamas*
- **Subtipo** : *Angiosperma*
- **Clase** : *Dicotiledóneas*
- **Orden** : *Myrtales*
- **Familia** : *Myrtaceae*
- **Género** : *Myrciaria*
- **Especie** : *Myrciaria dubia* (H.B.K) Mc Vaugh.
- **Nombres comunes:** camu-camu, camo-camo, cacari y arazá de agua.

2.2.2 Origen y distribución geográfica

El camu-camu es un frutal nativo de la amazonía peruana, su hábitat natural son los suelos aluviales inundables, crece en estado silvestre en las cochas (pequeñas áreas inundadas), lagos, quebradas y tributarios del río Amazonas. En el Perú, se han identificado

poblaciones naturales de camu-camu arbustivo en los ríos Nanay, Itaya, Napo, Putumayo, Yavarí, Marañón y Ucayali (Iman, 2001).

2.2.3 Descripción botánica.

La planta es un arbusto que puede alcanzar entre 6 a 8 metros de altura; por su arquitectura se presentan tres tipos de plantas: tipo columnar que se caracteriza por tener poca o nula ramificación; tipo intermedio, cuya ramificación empieza a los 50 a 70 cm del nivel del suelo y el tipo de copa abierta o cónica que es desde el punto de vista agronómico, la planta ideal, tiene ramificación desde el nivel del suelo formando una gran copa, con muchas ramas fructíferas. Presentan un sistema radicular superficial, con una raíz principal de tipo cónica y raíces secundarias horizontales. El tallo y las ramas son flexibles glabros o desnudos por efecto de fácil desprendimiento de su corteza. Las hojas son simples y opuestas de forma lanceolada, en plantas adultas las hojas miden entre 3 a 6 cm de largo por 1.5 a 2.5 cm de diámetro, ápice acuminado, base redondeada, bordes del limbo ondulados, pecíolo pequeño de 3 a 8 mm de longitud. Las flores son simples nacen de las axilas de las hojas, cáliz con sépalos de color verde, corola con pétalos blancos que después de la fertilización se torna marrón, estambres en número de 125. Los frutos son bayas de color rosado hasta granate oscuro, presentan cuatro fases de maduración; verde (0% de coloración granate), verde pintón (25 a 50% de coloración granate), pintón (50 a 75% de coloración granate) este es el estado que debe cosecharse para su comercialización, y el estado de maduro (mayor de 75% de coloración granate). El peso del fruto varía en rangos que van desde 2 a 20 gramos (Iman, 2001).

Las semillas son de color marrón, reniformes en número de 1 a 4 por fruto, siendo más frecuentemente encontrar 2 ó 3, cuyos tamaños van desde menos de 12 mm. a más de 15 mm de largo y con pesos desde menos 0.35 gr hasta más de 0.50 gr planas y cubiertas por fibrillas blancas (Rivas, 2000).

2.2.4 Requerimientos ecológicos

De acuerdo a su distribución natural, el camu - camu crece bien a temperaturas que caracterizan a la Región Loreto de 25 a 35°C. Necesita disponibilidad permanente de agua para su normal crecimiento y desarrollo, precipitaciones de 2500 a 3000 mm por año. Suelos aluviales inundables que se caracterizan por tener buena fertilidad, permanecen inundados por espacio de uno a varios meses, en los cuales la planta no tiene problemas.

También puede cultivarse en suelos de altura (ultisoles) con pH ácido, de baja fertilidad y mal drenaje pero manejados con tecnología desarrollada para estas condiciones. Por ser una planta heliófita requiere abundante luz para el proceso de fotosíntesis. Humedad relativa de 5 a 90% (Imán, 2001; Villachica, 1999).

2.2.5 Enfermedades fungosas que afectan al Camu - camu

Se reportan las siguientes enfermedades fungosas identificadas en campo utilizando la experiencia de los técnicos (Rivas, 2000; Tratado de Cooperación Amazónica, 1999).

<u>Nombre común</u>	<u>Agente Causal</u>
1- Fumagina	<i>Capnodium</i> sp.
2- Muerte regresiva	<i>Botryodiplodia theobromae</i> .
3- Pudrición radicular	<i>Rosellinia</i> sp.
4- Mohos oscuros de la semilla	<i>Aspergillus</i> sp. y <i>Penicillium</i> sp.
5- Necrosis radicular de plántulas	<i>Fusarium</i> sp.

El Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP) a través de sus estudios de investigación acerca del Camu – camu, ha reportado las siguientes enfermedades:

-Mancha circular de las hojas del camu-camu producido por el hongo *Marssonina* sp, esta enfermedad se manifiesta en brotes y hojas jóvenes, iniciándose como una pequeña hipertrofia del tejido (en el haz) de color amarillo tenue; seguidamente toma la forma circular, elevada a manera de erupciones y comienza a necrosarse, formando fructificaciones del hongo en la parte central (marrón claro a oscuro) con presencia de un halo amarillento a manera de una pústula cuyo diámetro promedio es de 2 mm, la misma que corresponde al acérvulo del hongo, pudiendo juntarse con otros e incrementar de esta manera los daños. En el envés también se observan las hipertrofias, y las fructificaciones del hongo. La necrosis generalizadas (pajizas) aparecen en los bordes de los brotes jóvenes y en la zona central de la lámina foliar, en hojas del tercio medio y tercio inferior (Pinedo, et al. 2010. p 135).

- Pestalotiosis producido por el hongo *Pestalotia* sp se presenta en hojas más adultas sobre todo en las del tercio medio y basal de la planta, observándose pequeñas zonas necróticas circulares de color oscuro por la presencia de acérvulos (estructuras propagativas) que erupcionan el tejido. Están distribuidas por toda la lámina foliar (haz y envés), alcanzando 1 mm de tamaño. Se diferencia de *Marssonina* sp. por ser pequeñas y no formar halos amarillentos, necrosando el tejido en diferentes partes de la hoja. Por lo general, se

encuentra asociado a *Marssonina* sp., presentando síntomas en la misma lámina foliar (Pinedo, et al. 2010. p 135).

- Antracnosis en frutos y hojas producido por *Colletotrichum* sp. se manifiesta en frutos, en maduración y completamente maduros, inicialmente como pequeños puntos rojizos. La zona necrosada se va agrandando, alcanzando un promedio de 1 cm de diámetro, y luego toma un color marrón claro a pajizo, de aspecto húmedo y hundido. En la gran mayoría de casos se observa rajaduras, sobre todo cuando los frutos son pintones, provocando la caída prematura de estos y facilitando el ingreso de bacterias, las que causan la pudrición blanda de los frutos, ingresando a las semillas, las cual muchas veces son utilizados para nuevas plantaciones, generando plantas enfermas (Pinedo, et al. 2010. p 135).

- Necrosis foliar producido por *Lasiodiplodia* sp. en hojas jóvenes se observa la presencia de zonas necróticas de color marrón rojizas, como pequeñas manchas, cercanas a la nervadura principal de la hoja, avanzando hacia las partes laterales siguiendo la dirección de las nervaduras secundarias. (Pinedo, et al. 2010. p 135).

En otros trabajos de investigación acerca del Camu–camu se reportan las mismas enfermedades: mancha circular de la hoja (*Marssonina* sp), fumagina (*Capnodium* sp), muerte regresiva (*Botryodiplodia theobromae*), pudrición radicular (*Rosellinia* sp). (Martin, M. J. García 2010) y (Leal, F 1999)

El autor (Villacrez, V. 2009) en su trabajo de investigación de las principales enfermedades del camu - camu en la Selva Baja, indica que los agentes bióticos *Marssonina* sp. *Pestalotia* sp. causan los mayores niveles de daño en el follaje, siendo su severidad promedio de 29%, teniendo un efecto indirecto en la producción. Mientras que *Colletotrichum* sp. causa daño directo a los frutos, constituyendo una enfermedad potencial, puesto que los daños en época de mayor producción son muchos mayores. La presencia de la planta parásita “sueda con suedas” (*Symphytum officinale*) afecta principalmente en los rodales naturales que se encuentran en el río Napo y Supay cocha en el Río Ucayali. En plantaciones establecidas Yanallpa (Río Ucayali) y Canal Pinto (Río Amazonas) se ha registrado al hongo *Corticium koleroga* “Arañero” afectando ramillas y hojas.

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación

El presente trabajo se realizó en las áreas agrícolas, de la provincia de Maynas, región de Loreto - Perú, y en el Laboratorio de la Especialidad de Fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, en Lima- Perú.

3.2 FASE DE CAMPO

3.2.1 Zonas de muestreo

Para el muestreo se elaboraron dos mapas

- a- Mapa de las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos.
- b- Mapa de las zonas a lo largo del río Amazonas.

a) En las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos, las localidades para el muestreo fueron **San Juan, San Roque y Quistococha**. Por la carretera a la ciudad de **Nauta**, que se encuentra a 20 minutos de la ciudad de Iquitos, el muestreo se realizó en la localidad de **El Dorado y Allpahuayo** (Figura 1).

b) En las zonas a lo largo del río Amazonas distante a 20 minutos de la ciudad de Iquitos, el muestreo se realizó en la zona de **Muyuy** donde se encuentran los terrenos del Instituto Nacional de Investigación Agraria (INIA), y también en la zona de **San Miguel** donde se encuentran los terrenos del Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana (IIAP) (Figura 2)



Fig. 1. Mapa de las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos indicando los puntos de muestreo (.)

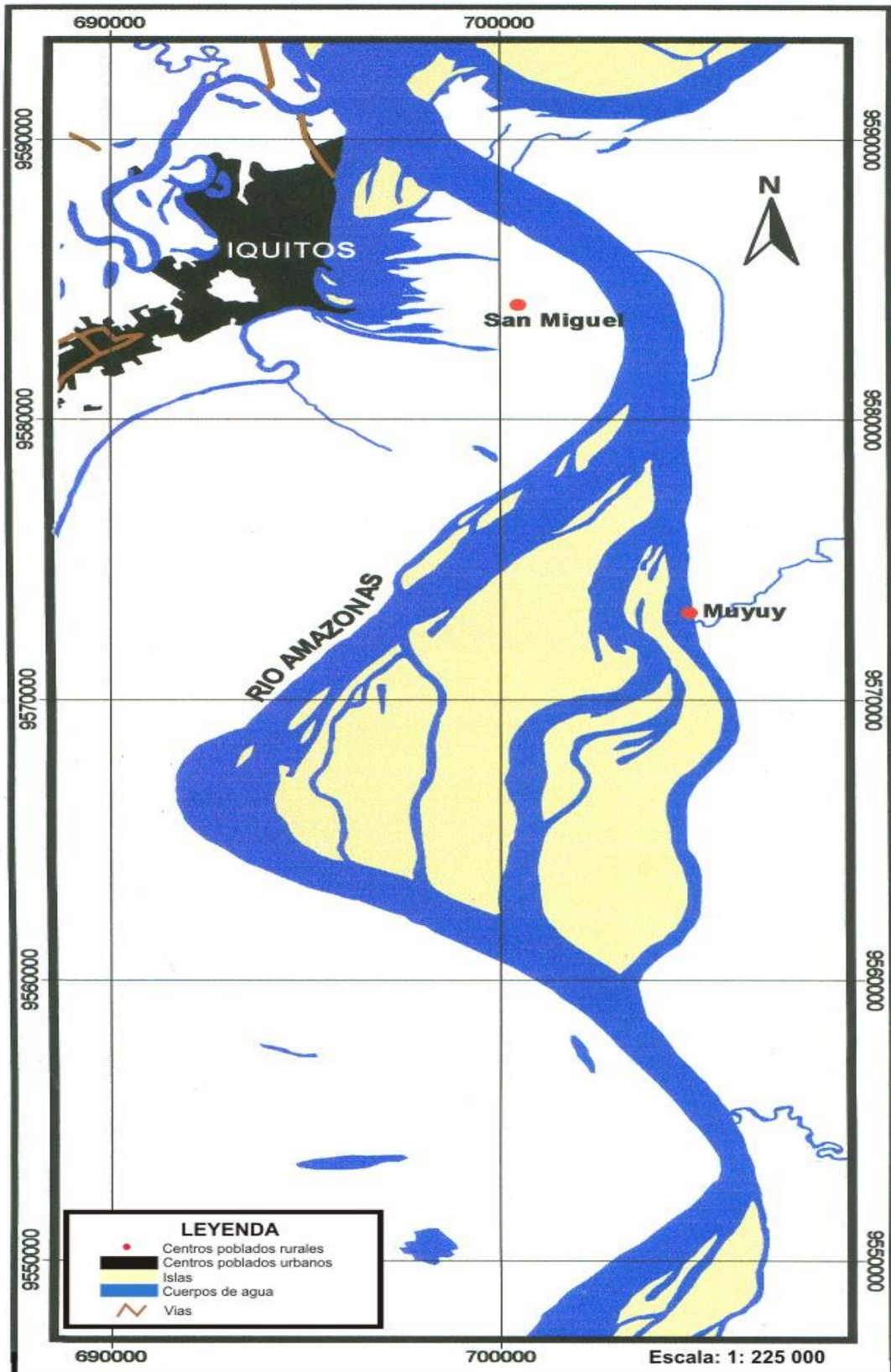


Fig. 2. Mapa de las zonas a lo largo del río Amazonas indicando los puntos de muestreo (.)

3.2.2 HISTORIAL DE CAMPO

De cada una de las zonas muestreadas se obtuvo el historial de campo, considerando seis características para el cultivo del aguaje y camu-camu. (Cuadro 1).

Cuadro 1. Características de los campos de aguaje y camu-camu aledaños a la ciudad de Iquitos y zonas a lo largo del río Amazonas.

CARACTERÍSTICAS	AGUAJE	CAMU-CAMU
Edad del cultivo	1-8 años	20 años
Condiciones climáticas	Temperatura:25-30°C, HR: 85-95%	Temperatura: 25°C 30°C HR: 85-95%
Relieve del terreno	Llano (húmedo, pantanos)	Restinga: terreno que no se inunda ni en épocas de mayor creciente.
Distribución de las enfermedades en el campo	Aleatoria	Aleatoria
Cultivo previo	Aguaje y cultivos asociados	Pasto de ganadería vacuna y Camu-camu
Aplicación de fertilizantes, insecticidas, etc.	Ninguna	Ninguna

3.2.3 Recolección de muestras

La recolección de muestras consistió en extraer hojas de los tres tercios de la planta (superior, medio e inferior) de cada uno de los dos frutales nativos (aguaje y camu-camu) de campos ubicados en la región de Loreto provincia de Maynas. La recolección se realizó entre los meses de Febrero y Marzo del año 2006.

En el cultivo del aguaje, la recolección de muestras se realizó en cuatro campos diferentes en las localidades de San Juan, Quistococha, el Dorado y Alpahuayo, tomando 10 plantas al azar en cada uno de ellos; en tanto que en el cultivo del camu-camu, la recolección de muestras se realizó en cuatro campos diferentes en las localidades de San Roque,

Alpahuayo, Muyuy y San Miguel, tomando 20 plantas al azar en cada uno de ellos; los campos muestreados son plantaciones establecidas.

3.2.4 Selección de muestras.

AGUAJE

Se tomaron muestras de hojas de la parte inferior, medio y superior de la planta, con síntomas de amarillamiento, manchas necróticas alargadas de coloración marrón, gris o pajizo y también manchas necróticas ovaladas medianas con borde definido de color marrón (Figura 3 y 4).



Fig.3 Plantas de aguaje: a) mostrando necrosis en una palmera y hojas; b) hojas mostrando manchas necróticas

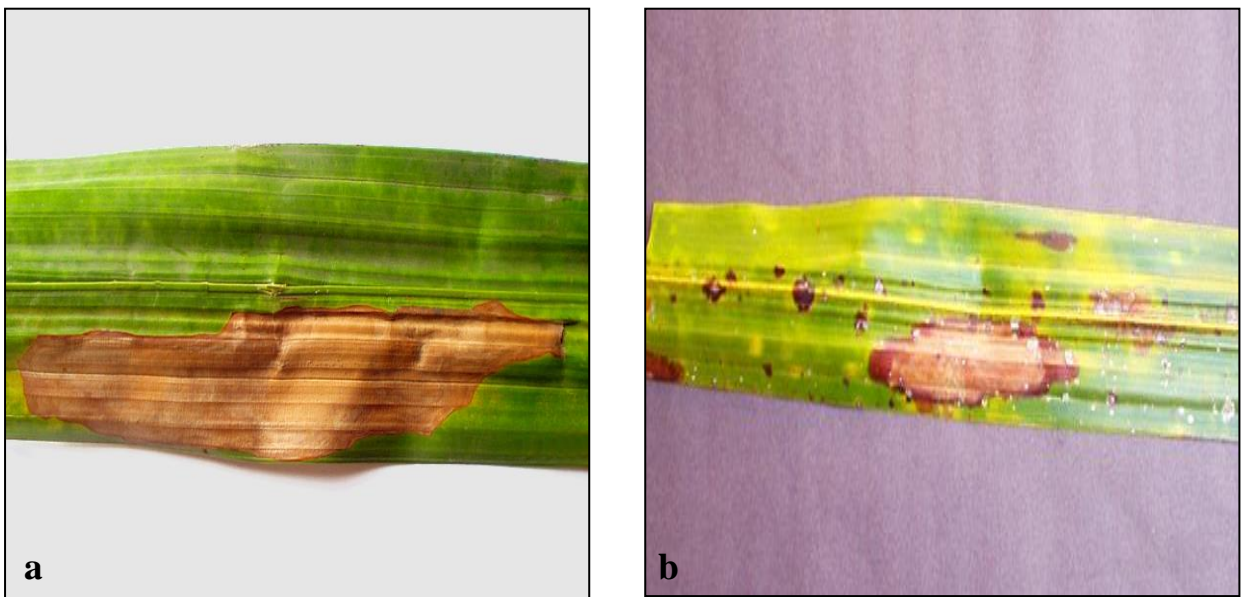


Fig. 4 Hoja de aguaje: a) mostrando manchas necróticas alargadas de color marrón pajizo, b) mostrando manchas necróticas ovaladas de color marrón.

CAMU-CAMU

Se tomaron muestras de hojas de la parte inferior, medio y superior de la planta, con síntomas de necrosis del ápice y bordes (Figura 5, 6) y manchas necróticas redondeadas en diferentes partes de la hoja (Figura 7).



Fig. 5 Plantas de camu-camu con manchas necróticas en el ápice y bordes de la hoja de la parte inferior y media.



Fig. 6 Manchas necróticas ubicadas en el ápice de la hoja de camu-camu.



Fig. 7 Hoja de camu-camu mostrando manchas necróticas redondeadas de color marrón pajizo de la parte media de la rama.

3.2.5 Traslado de las muestras.

Las muestras recolectadas se transportaron debidamente acondicionadas en bolsas de polietileno y mantenidas en un refrigerador a 5°C hasta el momento de su traslado a la ciudad de Lima. Una vez que las muestras llegaron al Laboratorio de la Especialidad de Fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú, se realizaron los aislamientos y la identificación de los hongos asociados a las muestras colectadas.

3.3 Determinación de la frecuencia de síntomas y porcentaje de área foliar dañada en condiciones de campo.

Los síntomas descritos en el punto 3.2.4 en las hojas de las plantas de aguaje y camu-camu fueron consideradas para determinar la frecuencia de síntomas en las zonas de muestreo desarrollados en el punto 3.2.1.

3.3.1 Frecuencia de síntomas por planta.

Para el aguaje se seleccionaron 10 plantas al azar y para el camu-camu se seleccionaron 20 plantas al azar, en cada uno de los campos de un cuarto de Ha de cultivo y se procedió a contar el número de plantas que mostraban síntomas de manchas necróticas ovaladas y alargadas mostrados en las figuras 4 (a, b) en el caso del aguaje y figuras 5, 6 y 7 en el caso del camu-camu (incidencia)

3.3.2 Área foliar dañada.

De las 10 plantas seleccionadas al azar para el aguaje y 20 plantas para el camu-camu, en el campo en forma visual, se determinó el porcentaje de tejido afectado. Para la evaluación del árbol de aguaje y arbusto de camu-camu, se consideró 3 tercios (superior, medio e inferior). En cada planta de aguaje se evaluaron tres hojas, una hoja por cada tercio de la planta. En el caso del camu-camu, se evaluaron 20 hojas de toda la planta, en forma proporcional por cada tercio. El área dañada promedio (severidad), de cada tercio, fue estimado usando la escala de Horsfall y Barrat (1945) modificada por Large (1966) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Escala de Horsfall y Barrat modificada por Large (1966) para evaluación de área foliar afectada

GRADOS	PORCENTAJE DE LA ENFERMEDAD
1	1%
2	3%
3	9%
4	24%
5	50%
6	76%
7	91%
8	97%
9	99%

3.4 FASE DE LABORATORIO

3.4.1 Aislamiento e Identificación de los hongos patógenos foliares.

3.4.1.1 Desinfestación del material

El material enfermo fue lavado en agua corriente y luego se desinfestó sumergiéndolo en una solución de hipoclorito de sodio. Para hojas jóvenes, se utilizó una concentración al 1% sumergida por 5 minutos, para hojas adultas y gruesas al 2% sumergida por 5 minutos. Luego del tratamiento con hipoclorito de sodio, se realizó el enjuague con agua destilada estéril y se dejó secar sobre papel toalla estéril, en condiciones asépticas (French, 1980).

Con el material vegetal desinfestado se procedió a la preparación de cámara húmeda y a la siembra en medios de cultivo.

3.4.1.2 Siembra en medios

La siembra se realizó en el medio papa dextrosa agar (**PDA**), al cual, se le agregó un bactericida (oxitetraciclina), a una dosis de 2 mg por medio litro de PDA en el momento del plaqueo. La siembra se realizó de dos formas: la primera, colocando sobre el agar porciones pequeñas de tejido desinfestado de plantas enfermas (Figura 8) y la segunda, sembrando directamente estructuras de los hongos desarrollados sobre las muestras (hojas) colocadas en cámara húmeda (Figura 9). Las placas sembradas fueron colocadas en una estufa a una temperatura cercana a 25°C por 10 días, para permitir el desarrollo de los hongos; luego, se ubicaron sobre una mesa para exponerlas a luz artificial continua por 12 horas, por una semana, para ayudar a la esporulación del hongo crecido. Las placas se observaron cada 48 horas (French, 1980).

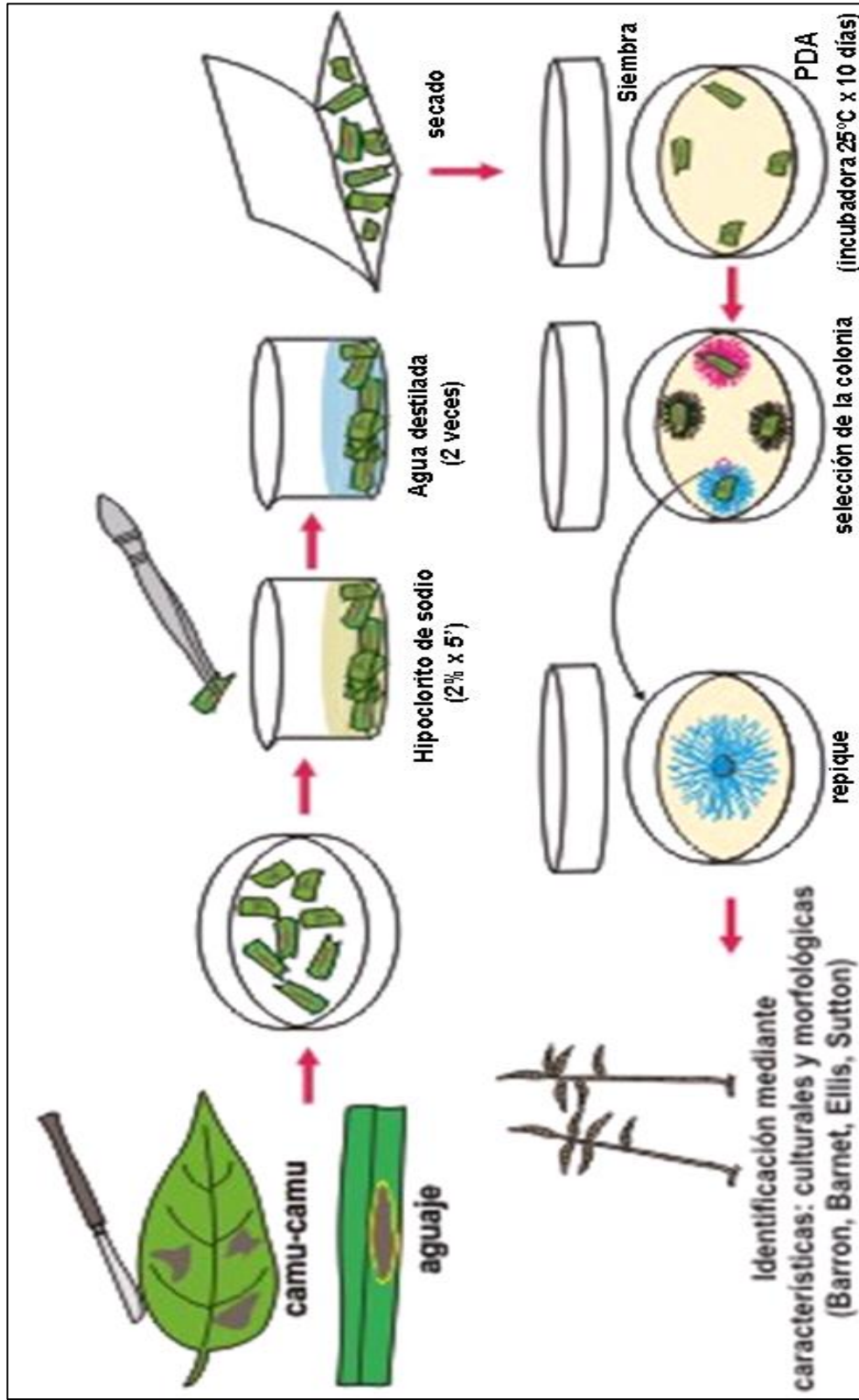


Fig. 8 Esquema del aislamiento de hongos desarrollados a partir de siembra de tejidos infectados y purificación de cultivo

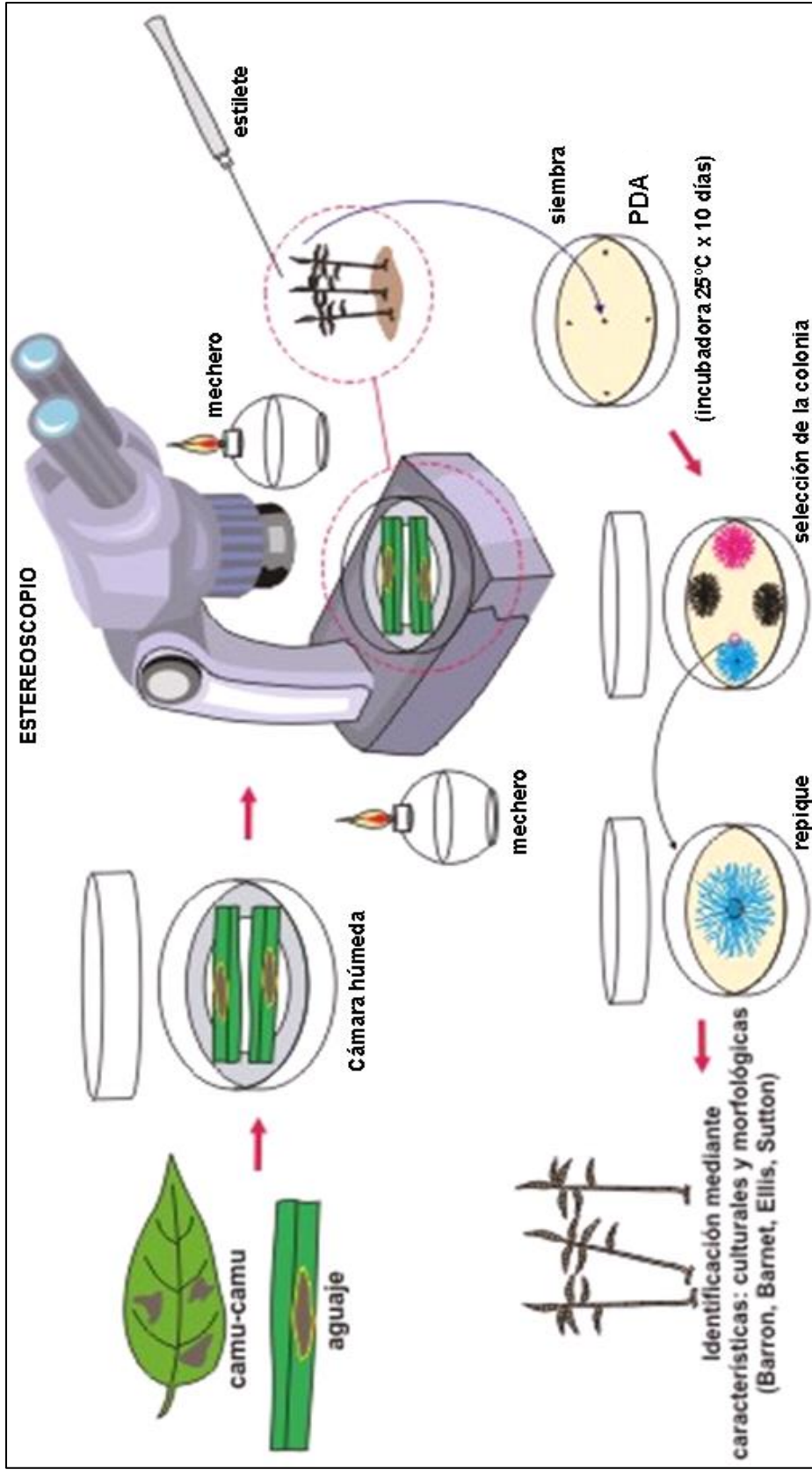


Fig. 9 Esquema del aislamiento de hongos desarrollados en cámara húmeda y purificación del cultivo

3.4.1.3 Preparación de la cámara húmeda

Para hacer cámaras húmedas de las muestras de hojas, se utilizaron recipientes de polietileno con tapa (French, 1980). Internamente en el fondo del recipiente, se colocó papel toalla humedecido con agua destilada estéril y sobre éste se colocó una rejilla de metal y encima un rectángulo de vidrio de aproximadamente 10 x 6 cm (para que el tejido no esté en contacto directo con el papel toalla húmedo). Sobre el rectángulo de vidrio se colocaron las muestras ubicándolos en forma equidistante. Las cámaras húmedas fueron colocadas en una incubadora a 25° C por 2 días. Transcurrido el tiempo, las cámaras fueron colocadas a la luz para favorecer una adecuada esporulación. Después de unos 7 a 10 días, con la ayuda de un estereoscopio, se procedió a observar las estructuras desarrolladas (French, 1980).

3.4.1.4 Purificación de los cultivos fungosos en medio papa dextrosa agar (PDA)

a.- A partir de tejido infectados de plantas enfermas

Del borde terminal de las colonias desarrolladas en las placas conteniendo PDA, mediante el uso del estereoscopio de 40X de aumento, se ubicó la colonia y luego con un sacabocado de 0.5 cm de diámetro, se procedió a realizar cortes y extraer discos de agar que contenían hifas, luego con la ayuda de un estilete estéril, cada disco fue colocado sobre la superficie del medio PDA contenido en placas individuales, las placas sembradas fueron incubadas a 25 °C.

b.- A partir de la cámara húmeda.

Se realizó el mismo procedimiento que en la purificación a partir de tejido infectados de plantas enfermas.

3.4.1.5 Identificación a nivel de especie

Se realizó sobre la base de las características macroscópicas y microscópicas utilizando las claves de identificación de Barnett (1998), Ellis (1971), Barrón (1968) y Sutton (1980).

- Características macroscópicas por observación visual

En la colonia se observó la coloración, forma de crecimiento y tipo de micelio (elevado o pegado al medio, etc.)

- Características microscópicas usando estereoscopio

Lo que se observó a través del estereoscopio fue el color de las hifas, la diferencia del conidióforo de la hifa vegetativa, superficie de la pared del conidióforo, si era ramificado, recto, flexuoso y otras características inherentes al género, el nacimiento y forma de las conidias.

- Características microscópicas usando el microscopio compuesto.

Las observaciones que se hicieron al microscopio fueron: en las hifas (color, diámetro, septas) en los conidióforos (coloración, forma, diámetro, largo, septas) y en las conidias (forma, coloración, largo, diámetro, septas).

Para realizar la medición de los conidióforos y de las conidias tanto en longitud y diámetro se utilizó el **micrómetro ocular**. En algunos casos fue necesario hacer tinción utilizando lactofenol con azul de algodón, a fin de teñir las estructuras del hongo para una observación más detallada.

3.4.2 Prueba de patogenicidad o postulados de Koch

Esta prueba se realizó en la ciudad de Iquitos en las instalaciones del Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana (IIAP). La prueba se realizó sólo con los hongos aislados e identificados, con mayor frecuencia y con aquellos considerados como fitopatógenos según reportes bibliográficos. Se adquirieron plántulas de aguaje y camu-camu de aproximadamente 3-4 meses de edad, las cuales fueron trasplantadas en bolsa de polipropileno de color negro conteniendo sustrato de arena: suelo de chacra en proporción de 1:1 y tratado mediante calor seco a 80°C por 30 minutos. Las plántulas fueron inoculadas siguiendo tres metodologías.

Primera Metodología: Sobre las hojas se aplicó por aspersion, con la ayuda del asperjador de Vilbiss, una suspensión de conidias de 30 días de edad de un cultivo puro del patógeno, a la concentración de 3×10^7 conidias/ml de agua destilada. Se inocularon tres plántulas de camu-camu y tres de aguaje.

Segunda Metodología: Sobre las hojas se aplicó por aspersion, con la ayuda del asperjador de Vilbiss, una suspensión de conidias, de 30 días de edad de un cultivo puro del patógeno, a la concentración de 3×10^7 conidias/ml de agua destilada. Las hojas previamente fueron heridas, en el limbo y al azar realizando 10 piquetes con un estilete

desinfectado con alcohol. Se inocularon tres plántulas de camu-camu y tres de aguaje (Figura 10).

Tercera Metodología: Sobre la superficie de las hojas (tercio superior, medio e inferior), se colocaron dos pequeños trozos de agar de 0.5 x 0.5 cm conteniendo micelio del hongo en estudio de 30 días de crecimiento y sostenidos con la ayuda de tiras de parafilm. Se inocularon tres plántulas de camu-camu y tres de aguaje (Figura 11).



Fig.10 Inoculación por aspersión sobre hojas



Fig. 11 Inoculación colocando sobre la hoja, trozos con heridas de agar de 0.5 x 0.5 cm conteniendo el hongo.



Fig.12 Plantas de aguaje inoculadas



Fig.13 Plantas de camu-camu inoculadas

En total se inocularon 9 plántulas de aguaje y 9 de camu-camu. Cada una de las plántulas inoculadas se cubrió con bolsas de polietileno transparente durante 7 días (Figura 12 y 13), a fin de darles condiciones medio ambientales adecuadas para los hongos inoculados (temperatura y humedad relativa) y asegurar su infección. Una vez que aparecieron los síntomas se realizó el respectivo re-aislamiento del hongo inoculado para cumplir con los postulados de Koch.

Estas tres metodologías se muestran de manera esquemática en la (Figura 14)

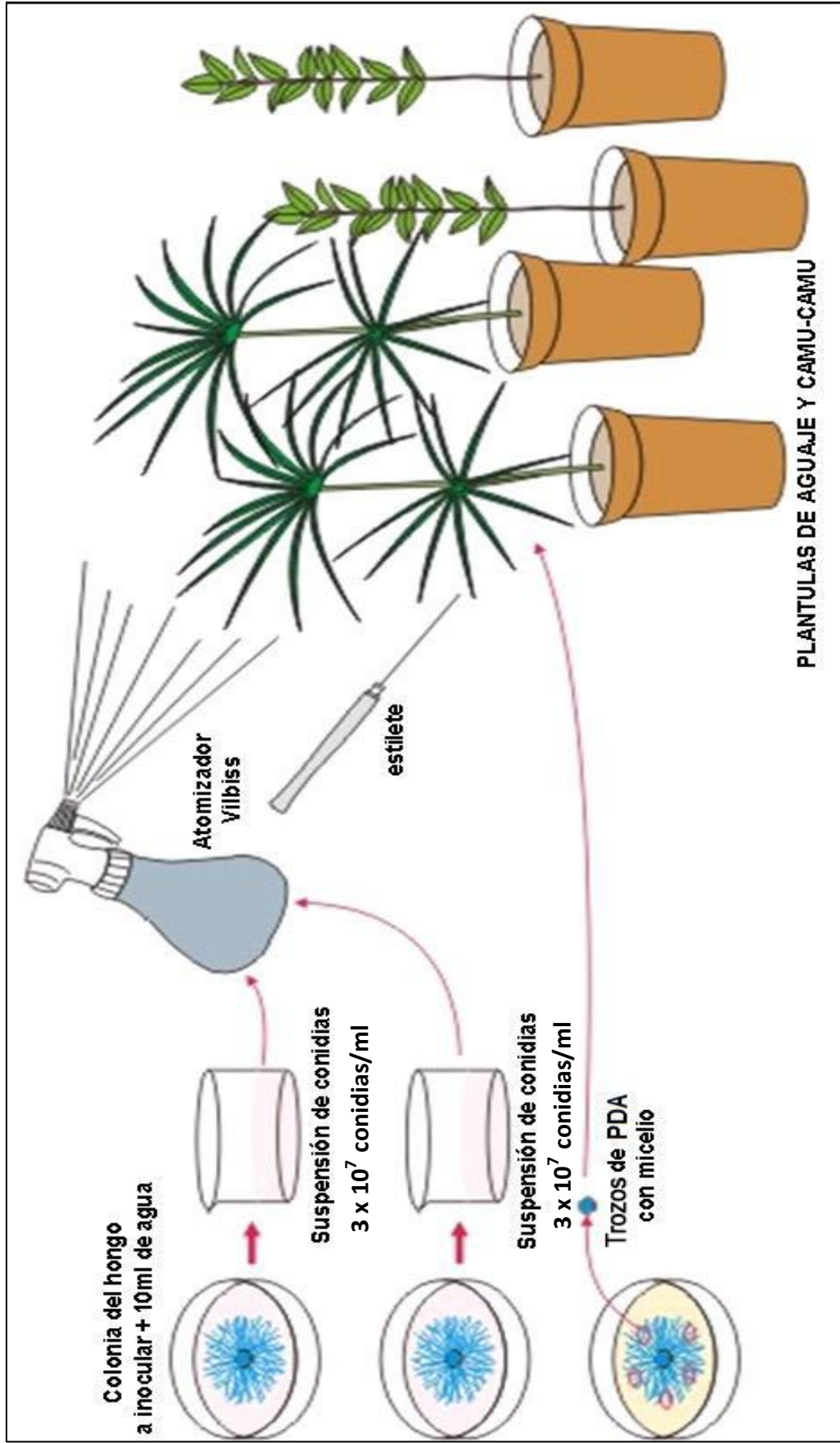


Fig. 14. Esquema de las metodologías de la prueba de patogenicidad de los hongos aislados e identificados de aguaje y camu-camu.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.0 HONGOS AISLADOS EN LAS ZONAS DE ESTUDIO DE LA PROVINCIA DE MAYNAS

En el cuadro 3 y 4 se presenta un resumen de los hongos aislados a partir de hojas de aguaje y camu-camu mostrando síntomas de manchas foliares.

Cuadro 3. Hongos aislados del aguaje de zonas aledañas a la ciudad de Iquitos

ZONA DE MUESTREO	DISTRITO	HONGOS	ÒRGANO PROCESADO
			HOJAS DE AGUAJE
ZONAS ALEDAÑAS A LA CIUDAD DE IQUITOS	San Juan	<i>Pyricularia</i>	x
		<i>Helminthosporium</i>	x
	Quistococha	<i>Pyricularia</i>	x
		<i>Helminthosporium</i>	x
	El Dorado	<i>Pyricularia</i>	x
		<i>Helminthosporium</i>	x
	Allpahuayo	<i>Pyricularia</i>	x
		<i>Helminthosporium</i>	x

Cuadro 4. Hongos aislados del camu-camu de zonas aledañas a la ciudad de Iquitos y a lo largo del Río Amazonas.

ZONA DE MUESTREO	DISTRITO	HONGOS	ÓRGANO PROCESADO
			HOJAS DE CAMU-CAMU
ZONAS ALEDAÑAS A LA CIUDAD DE IQUITOS	San Roque	<i>Cercospora</i>	x
		<i>Dinemasporium</i>	x
	Allpahuayo	<i>Cercospora</i>	x
		<i>Dinemasporium</i>	x
ZONAS A LO LARGO DEL RÍO AMAZONAS	San Miguel	<i>Cercospora</i>	x
		<i>Dinemasporium</i>	x
	Muyuy	<i>Cercospora</i>	x
		<i>Dinemasporium</i>	x

4.1 Hongos aislados del aguaje.

Muestra 1

De las hojas de aguaje del tercio medio con síntomas de clorosis, amarillamiento, manchas necróticas alargadas de color marrón pajizo de aproximado 15 cm (Figura 15) se aisló un hongo con las características señaladas más adelante.



Fig. 15 a) Mancha necrótica en el ápice



b) Mancha necrótica alargada en lámina foliar

4.1.1 Características culturales – muestra 1

a- En medio PDA

A los 15 días desarrolló colonias de borde irregular, afestonados, finamente vellosas, de color marrón oliváceo y micelio inmerso en el medio (Figura. 16).

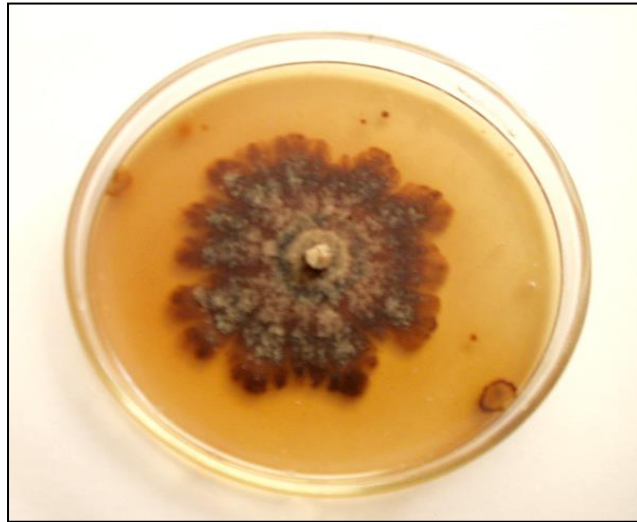


Fig. 16. Colonias de bordes irregulares de color marrón oliváceo obtenida de la muestra 1.

b- Observaciones al microscopio estereoscópico.

En la cámara húmeda se observó que el hongo presentaba los conidióforos diferenciados de la hifa vegetativa (macronematoso), eran delgados, lisos no ramificados, rectos y flexuosos, geniculados hacia el ápice y de color marrón pálido. Estos generalmente emergían solos o en pequeños grupos a través del estoma de su hospedante. Las conidias eran piriformes, solitarias, secas y acropleurógenas en ápice del conidióforo (Figura 17).

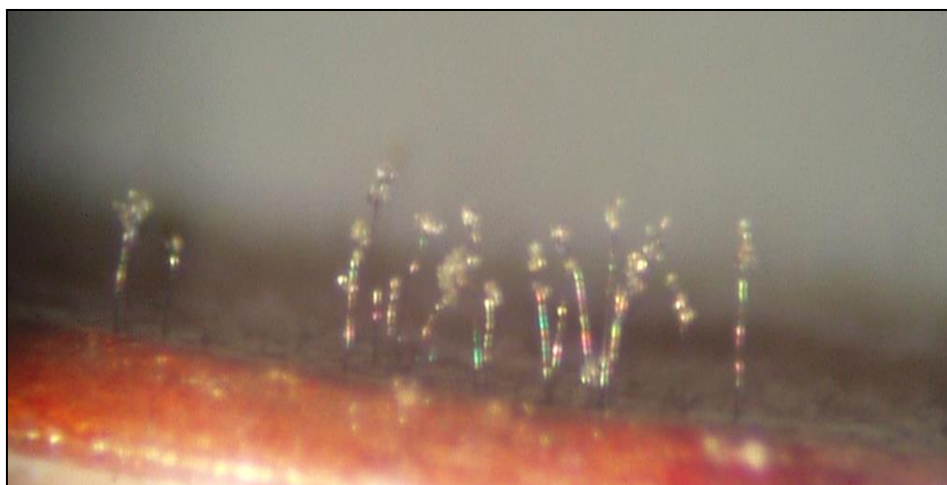


Fig. 17. Conidióforos mostrando, conidias solitarias, secas, en el ápice del conidióforo

c- Observaciones al microscopio compuesto.

Se observó **conidióforos** más o menos rectos, no ramificados, flexuosos, geniculados, septados, hialinos o ligeramente pigmentados. En el ápice del conidióforo, se observa que las **células conidiógenas** producían yemas en varios puntos o sitios (poliblasticas), de tipo integrado, terminales, denticuladas, cilíndricas, de paredes delgadas. También se observó **conidias** solitarias, piriformes, secas en el ápice del conidióforo, producidas en forma acropleurógena (las conidias se originan en el ápice y luego se vuelven a un costado debido al crecimiento indeterminado del ápice) (Ulloa, 2006), en forma simpodial (zig zag). Las conidias caen y dejan unos dentículos levemente pronunciados, tienen la forma de pera invertida hacia abajo con la parte final ancha en la base (Obpiriforme), hialinas a marrón oliváceo pálido, lisas, de 1-3 septas (mayormente 2), presentan hilum (cicatriz que indica el punto de unión de la conidia con el conidióforo) generalmente protuberante.

El promedio de la medición de 50 conidias fue 19.38 um de largo y 10.98 um de diámetro. La medida de los 50 conidióforos tuvieron un promedio de 120.46 um de largo y 3.2 um de diámetro (Figura 18 y 19).

Las características y las medidas del conidióforo y conidia coinciden con las medidas que se presentan para *Pyricularia oryzae* en la clave de Ellis (1971), (**Anexo 1**).



Fig.18. Conidias *Pyricularia oryzae* solitarias, secas, piriformes.



Fig.19. Conidióforos *Pyricularia oryzae* rectos,
no ramificados flexuosos y geniculados.

4.1.2 Prueba de patogenicidad – muestra 1

A los veinte días de la inoculación de *Pyricularia oryzae*, en las plántulas de aguaje, se presentaron síntomas en las hojas inoculadas por aspersión después de realizar heridas usando un estilete desinfectado. No se observó síntomas en las hojas inoculadas con los otros dos métodos.

El síntoma inducido por *Pyricularia oryzae* a los 20 días de la inoculación fue amarillamiento alrededor de las heridas y posteriormente a los 30 días se observó manchas necróticas alargadas de color marrón pajizo.

Estos síntomas fueron similares a los que se observaron en campo. El re-aislamiento de *Pyricularia oryzae* de las lesiones observadas en las plántulas inoculadas permitió cumplir con los postulados de Koch (Figura 20).



Fig.20. Manchas necróticas alargadas en las hojas inoculadas con *Pyricularia oryzae* usando el método por heridas, en aguaje

Muestra 2

De hojas del tercio medio con síntomas de amarillamiento, manchas necróticas ovaladas medianas, de tamaño aproximado 7 cm de color pajizo, con borde definido de color marrón (Figura 21), se aisló un hongo con las características señaladas más adelante.



Fig. 21: Mancha necrótica ovalada con borde definido, en hojas de aguaje

4.1.3 Características culturales - muestra 2

a- En medio PDA

A los 25 días de la siembra, las colonias desarrolladas fueron efusas (extendidas) vellosas, de coloración verde olivácea a marrón oscuro, micelio mayormente inmerso en el sustrato (Figura. 22).



Fig.22. Colonia de *Helminthosporium solani* efusas (extendidas) vellosa y de coloración verde olivácea a marrón oscuro , micelio mayormente inmerso.

b- Observaciones al microscopio estereoscópico.

En la cámara húmeda se observó que el hongo presentaba conidióforos diferenciados de la hifa vegetativa (macronematoso), compuestos de un solo filamento (mononematoso), no ramificados, a menudo macollado pero no fusionados, rectos o flexuosos, cilíndricos de color marrón a marrón oscuro. Las células conidiógenas son politréticas producen conidias a través de poros, pueden ser solitarias, integradas, terminales é intercalares. Las conidias solitarias y acropleurogenas (las conidias se origina en el ápice y luego se vuelven a un costado debido al crecimiento indeterminado del ápice) (Ulloa, 2006) (Figura 23).



Fig. 23. Conidióforos, macronematoso, mononematoso, amacollados y conidias solitarias, acropleurógenas.

c- Observaciones al microscopio compuesto.

Se observaron conidias solitarias de color marrón, acropleurógena (las conidias se origina en el ápice y luego se vuelven a un costado debido al crecimiento indeterminado del ápice) (Ulloa, 2006). Se desarrollan lateralmente formando frecuentemente verticilios, salen a través de un poro muy pequeño y el conidióforo es de crecimiento determinado.

Las conidias son curvadas hacia abajo de color marrón, con 5 pseudoseptas. Mediciones de 50 conidias tuvieron un diámetro promedio de 10.23 μm en la parte más ancha. Las conidias presentan cicatriz en su base. Las medidas de 50 conidióforos tuvieron un promedio de longitud de 553.23 μm , un diámetro promedio cerca de la base de 9.26 μm y 8.76 μm cerca al ápice (Figura 24).

Las características de la colonia y las mediciones del conidióforo y conidia coinciden con los reportados para *Helminthosporium solani* en la clave de Ellis (1971) (**Anexo 2**).



Fig. 24. Conidióforos rectos y septados (macronematosos) conidias solitarias de color marrón, acropleurogenas con pseudoseptas.

4.1.4 Prueba de patogenicidad – muestra 2

A los 20 días de la inoculación de *Helminthosporium solani* en las plántulas de aguaje, se presentaron síntomas en las hojas inoculadas por aspersión después de realizar heridas con un estilete desinfectado. No se observó síntomas en las hojas inoculadas con los otros dos métodos.

El síntoma causado por *Helminthosporium solani* a los 20 días de la inoculación fue amarillamiento alrededor de las heridas y posteriormente, a los 30 días, se observó manchas necróticas de forma oval de color marrón pajizo.

Estos síntomas fueron similares a las que observaron en campo. El re-aislamiento de *Helminthosporium solani* a partir de las lesiones observadas en las plántulas inoculadas permitió cumplir con los postulados de Koch (Figura 25).

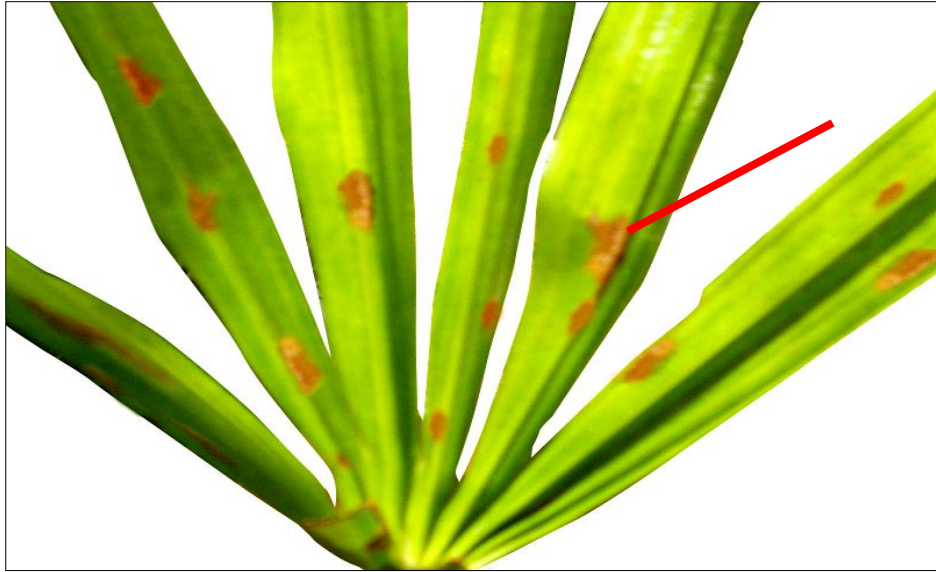


Fig. 25. Manchas foliares causados por *Helminthosporium solani* en hojas de aguaje con heridas e inoculadas por aspersión.

4.2 Hongos aislados del camu-camu:

Muestra 1

De hojas colectadas del tercio medio de plantas de camu-camu con síntomas de manchas necróticas pequeñas redondeadas, irregulares de aproximadamente 4-8 mm de diámetro de color marrón a pajizo, se aisló un hongo con las características señaladas más adelante (Figura 26).

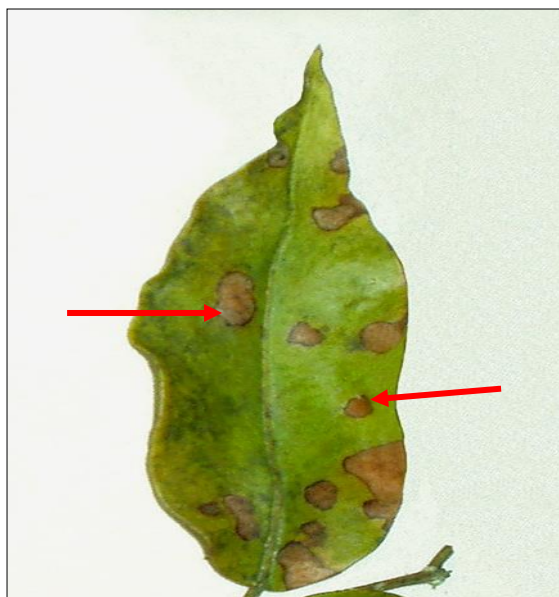


Fig. 26: Manchas necróticas pequeñas redondeadas en camu-camu .

4.2.1 Características culturales – muestra 1

a- **En medio PDA.** A los 20 días se observaron colonias efusas (extendidas) de color verde oliváceo a gris, con micelio inmerso y superficialmente vellosa (Figura 27).

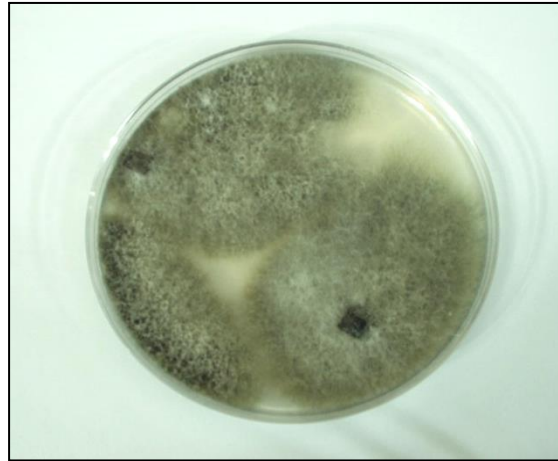


Fig. 27. Colonias efusas (extendidas) de color verde oliváceo a gris.

b- Observaciones al microscopio estereoscópico.

En cámara húmeda, se observó una masa compacta de hifas somáticas, los conidióforos macronematosos, macollados, rectos, flexuosos, geniculados, de color marrón, y mas pálidos hacia el ápice, lisos y simples. (Figura 28).

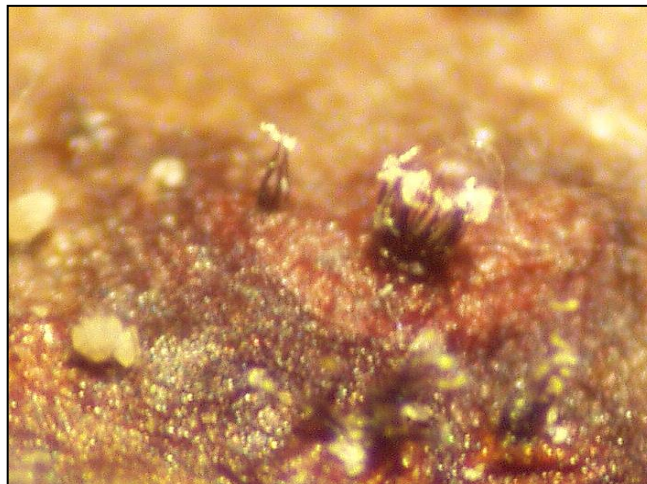


Fig. 28. Presencia de conidióforos y conidias agrupados en racimos de la muestra 1 de camu-camu.

c- Observaciones al microscopio compuesto.

Los conidióforos nacen individualmente o en racimo de un estroma de color marrón oscuro en la base y pálidos en el ápice, septados o continuas, simples o ramificados, rectos o curvados, lisos o geniculados. Conidias solitarias, simpodulospora (que se forma en un conidióforo con ramificación simpodial), sencillas en forma de clava o estrechas hacia el ápice, hialinas o pigmentado oscuro, cilíndricas a filiformes, multiseptadas y lisas (Figura 29).

Según las características de la conidia y del conidióforo, corresponde al género *Cercospora* sp. desarrollado en camu-camu y no coincide con ninguna de las especies descritas en las claves utilizadas (Ellis, 1971; Chupp, 1954).

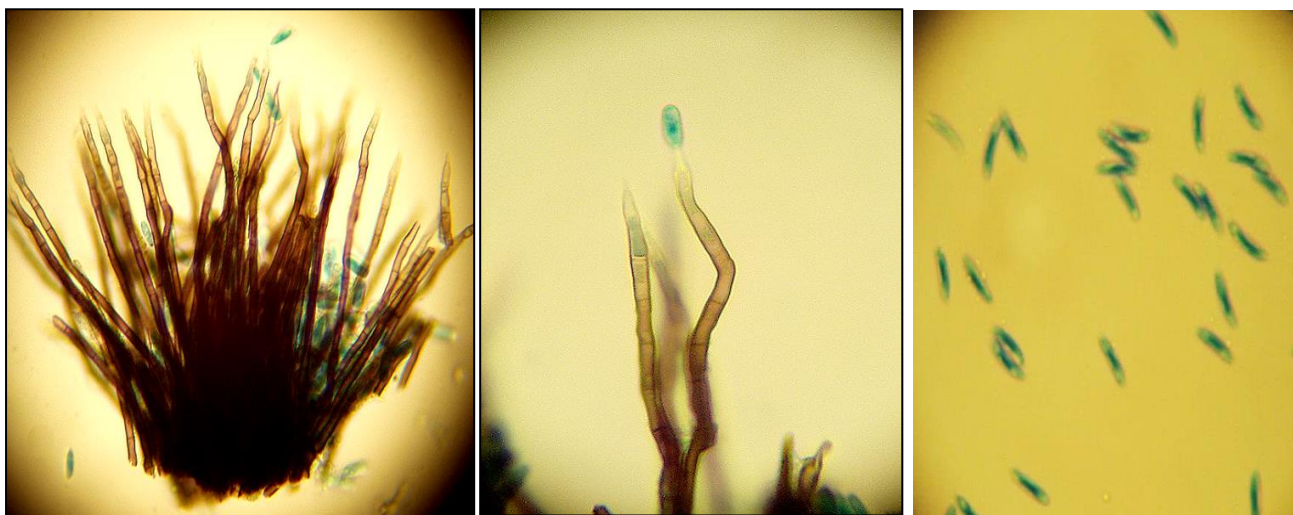


Fig. 29. Estroma, conidióforos en racimos y conidias solitarias.

4.2.2 Prueba de patogenicidad - muestra 1

A los 20 días de la inoculación del género *Cercospora* sp. en las plántulas de camu-camu, se presentaron síntomas en las hojas inoculadas por aspersión después de realizar heridas con un estilete desinfectado. No se observó síntomas en las hojas inoculadas con los otros dos métodos.

Los síntomas causados por *Cercospora* sp. a los 20 días de la inoculación fueron manchas necróticas redondeadas de color marrón oscuro.

Estos síntomas fueron similares a las que se observaron en campo. El re-aislamiento de *Cercospora* sp., a partir de las lesiones observadas en las plántulas inoculadas permitió cumplir con los postulados de Koch (Figura 30).

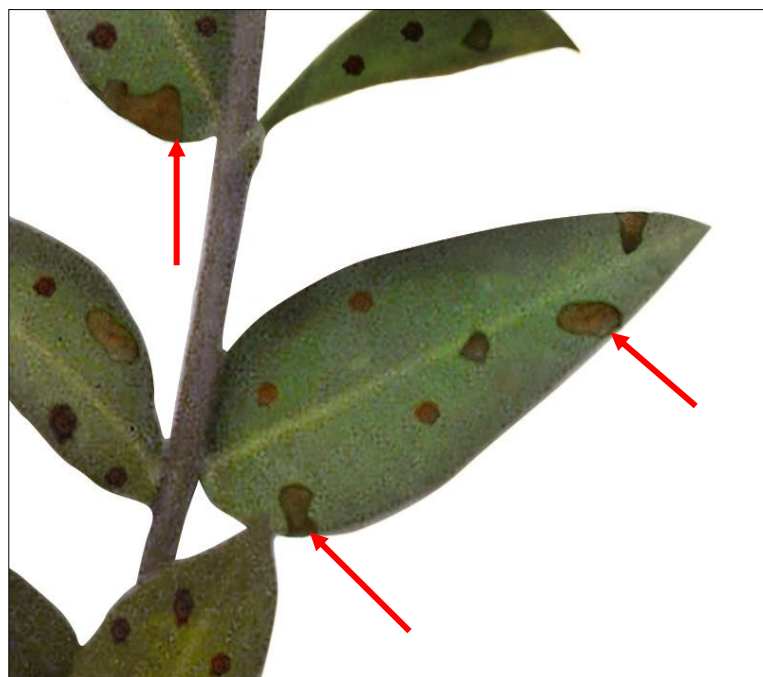


Fig. 30. Manchas necróticas redondeadas ocasionadas por *Cercospora* sp. en camu-camu

Muestra 2

De las hojas con síntomas de manchas necróticas grandes, de 3 cm e irregulares de color marrón, las cuales generalmente empiezan por el ápice de la hoja ocasionando encarrujamiento, se aisló un hongo con las características señaladas más adelante (Figura 31).



Fig. 31. Manchas necróticas generalmente ubicadas en el ápice de la hoja de camu-camu

4.2.3 Características culturales – muestra 2

a- En medio PDA. A los 25 días de la siembra en el medio se observaron colonias redondeadas de color blanco y luego 20 días después se tornaron de color marrón. El micelio de la colonia es inmerso y elevado (Figura 32).



.Fig. 32. Colonias inicialmente de color blanco luego tornándose marrón, desarrollado a partir de la muestra 2 de camu-camu.

b- Observaciones al microscopio estereoscópico.

En cámara húmeda se observó masas compactas de hifas conidiomáticas, hialinas a marrón oscuro. Presencia de setas de color marrones a negros, simples, septadas, cilíndricas con el ápice agudo ramificadas en la periferie. Conidiomas separados o agregados, superficiales de color oscuro. Primero son de forma globosa y cerrada, después se abren para convertirse en forma de copa con la base de color marrón (Figura 33).

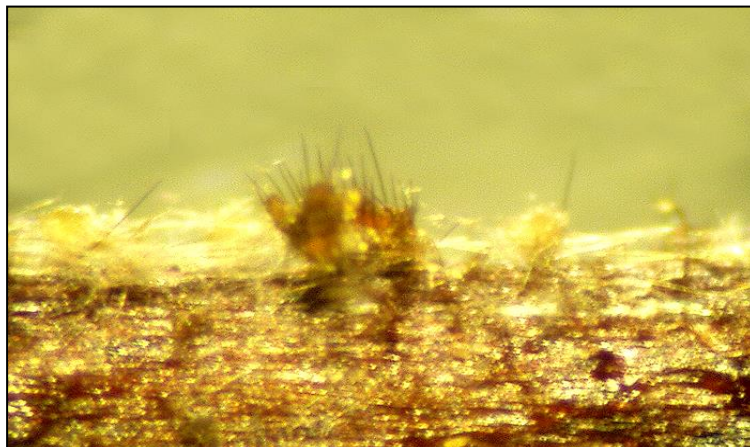


Fig. 33. Conidioma y setas de color marron

c- Observaciones al microscopio compuesto.

Se observó presencia de conidióforos hialinos, septados o no septados, cilíndricos con pared delgada; células conidiógenas enteroblasticas fialídicas determinadas, hialinas, cilíndricas. Conidias hialinas sin septas de paredes delgadas, naviculares a fusiformes, curvadas o rectas con los extremos redondeados más o menos gutulados, no ramificados y presencia de una sétula en ambos extremos (Figura 34 y 35).

Las mediciones de 50 conidias tuvieron un promedio de 10.56 μm de largo y 1.6 μm de diámetro y las sétulas tuvieron 6.5 μm de largo.

Las características de la conidia y sétula de la conidia coinciden con las de la especie *Dinemasporium strigosum* según la clave de Sutton (1980), (**anexo 3**).

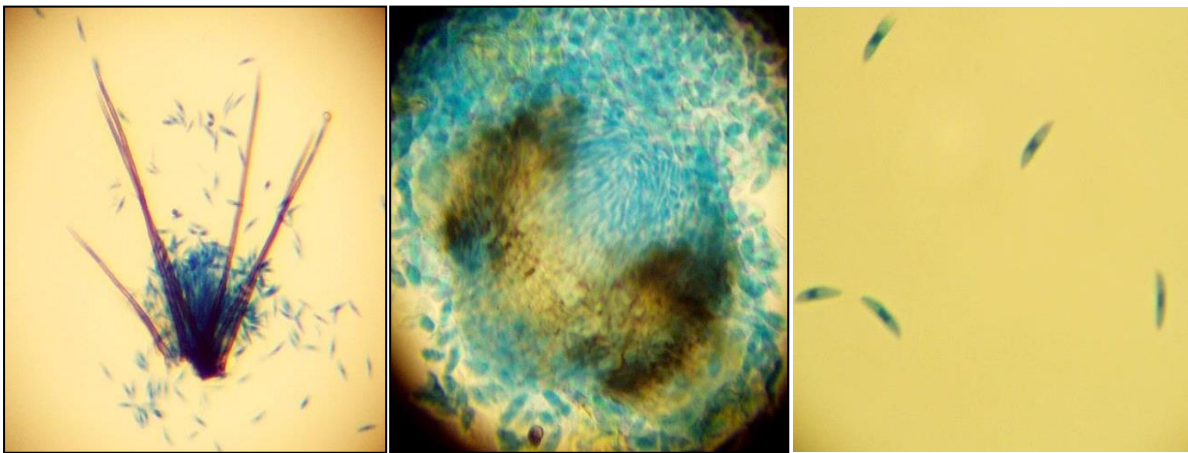


Fig. 34. Conidioma, setas marrones cilíndricas y conidias hialinas naviculares con sétulas en ambas partes.

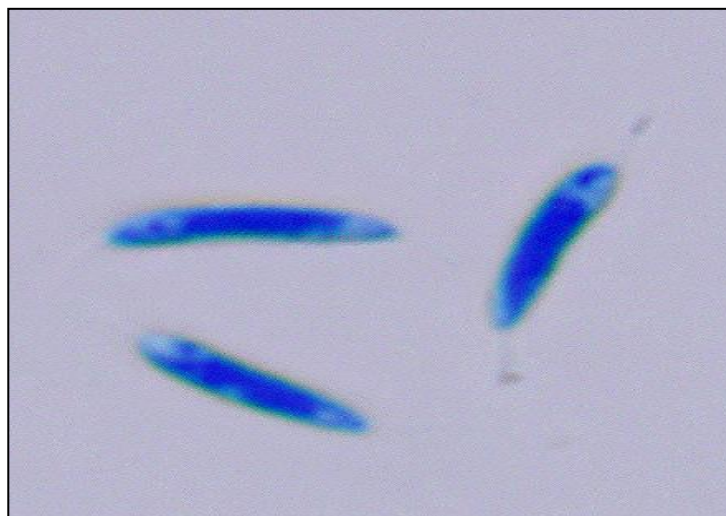


Fig.35. Conidias naviculares con presencia de sétulas en ambos extremos

4.2.4 Prueba de patogenicidad – muestra 2

A los 20 días de la inoculación de *Dinemasporium strigosum* en las plántulas de camu-camu se presentaron síntomas en las hojas inoculadas por aspersión sin realizar heridas. No se observó síntomas en las hojas inoculadas con los otros dos métodos.

El síntoma causado por *Dinemasporium strigosum* a los 20 días de la inoculación fue amarillamiento de las puntas de las hojas y posteriormente a los 30 días, se observó necrosis de las puntas de las hojas, de color marrón pajizo.

Estos síntomas fueron similares a las que se observaron en campo. El re-aislamiento de *Dinemasporium strigosum* a partir de las lesiones observadas en las plántulas inoculadas permitió cumplir con los postulados de Koch (Figura 36).

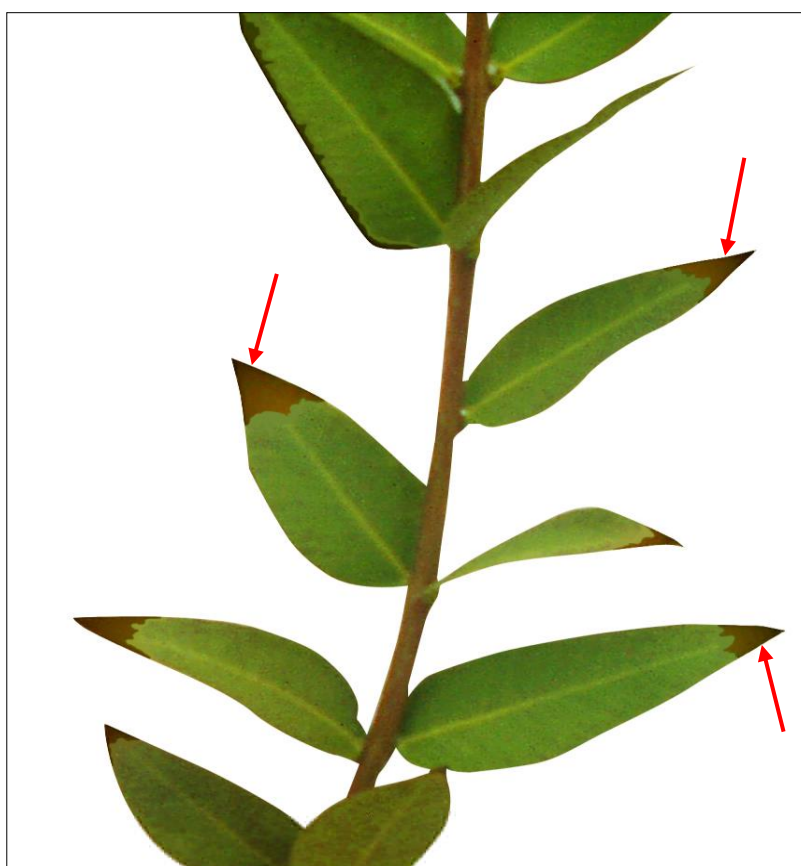


Fig. 36. Manchas necróticas en el ápice de las hojas inoculadas *Dinemasporium strigosum* en camu-camu

4.3 Intensidad de la enfermedad causada por los hongos identificados en el cultivo de aguaje y camu-camu en las zonas de muestreo en la Provincia de Maynas.

Todas las zonas muestreadas dentro de la Provincia de Maynas, mostraron 100% de plantas afectadas (100% de incidencia) con los patógenos aislados en ambos cultivos. Estos resultados indican que estos patógenos siempre están presentes en la zona en forma endémica. Sin embargo, el área foliar dañada (severidad de la enfermedad) presenta variaciones dependiendo del patógeno y de la zona muestreada. En el cultivo de aguaje, en las zonas aledañas a Iquitos, la severidad de manchas foliares causadas por *Pyricularia oryzae* oscila entre 11.9% y 19.6% (anexo 4), mientras que la severidad inducida por *Helminthosporium solani* oscila entre el 16.6% y 18.1% (anexo 5). Por otro lado, en el cuadro 7, para el cultivo de camu-camu, en las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos, la severidad de las manchas foliares inducidas por *Cercospora sp.* oscila entre el 15.3% y 17.2% (anexo 6), mientras que la severidad causada por *Dinemasporium strigosum* oscila entre el 11.7% y 12.1% (anexo 7). En zonas muestreadas a lo largo del Río Amazonas, la severidad de *Cercospora sp.*, varía entre 18.5% y 20.3% (anexo 8), y de *Dinemasporium strigosum*, varía entre 14.4% y 15.3% (anexo 9).

La presencia recurrente de los patógenos aislados e identificados en las zonas muestreadas, indicaría que existe una fuente de inóculo constante y variable dependiendo del patógeno, aunque las severidades no son mayores al 25%

Cuadro 5. Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a Iquitos en el cultivo de aguaje

ZONAS DE MUESTREO	PATÓGENO	DISTRITO	Nº DE PLANTAS EVALUADAS	% PLANTAS AFECTADAS PROMEDIO (INCIDENCIA)	% ÁREA FOLIAR DAÑADA PROMEDIO (SEVERIDAD)
ZONAS ALEDAÑAS A LA CIUDAD DE IQUITOS	<i>Pyricularia oryzae</i>	San Juan	10	100	19.6
		Quistococha	10	100	14.5
		El Dorado	10	100	11.9
		Allpahuayo	10	100	15.10
	<i>Helminthosporium solani</i>	San Juan	10	100	17.6
		Quistococha	10	100	18.1
		El Dorado	10	100	17.0
		Allpahuayo	10	100	16.6

Cuadro 6. Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a Iquitos y a lo largo del Río Amazonas en el cultivo de camu-camu

ZONAS DE MUESTREO	PATÓGENO	DISTRITO	Nº DE PLANTAS EVALUADAS	% PLANTAS AFECTADAS PROMEDIO (INCIDENCIA)	ÁREA FOLIAR DAÑADA PROMEDIO (SEVERIDAD)
ZONAS ALEDAÑAS A LA CIUDAD DE IQUITOS	<i>Cercospora sp.</i>	San Roque	20	100	17,2
		Allpahuayo	20	100	15,3
	<i>Dinemasporium strigosum</i>	San Roque	20	100	12,1
		Allpahuayo	20	100	11,7
ZONAS A LO LARGO DEL RÍO AMAZONAS	<i>Cercospora sp.</i>	San Miguel	20	100	20,3
		Muyuy	20	100	18,5
	<i>Dinemasporium strigosum</i>	San Miguel	20	100	14,4
		Muyuy	20	100	15,3

4.4.- Prevalencia de los patógenos fúngicos aislados de aguaje y camu-camu de las zonas aledañas a Iquitos y a lo largo del Río Amazonas

En las figuras 37, 38 y 39, se presentan las diferentes zonas muestreadas y los hongos aislados según cultivo.

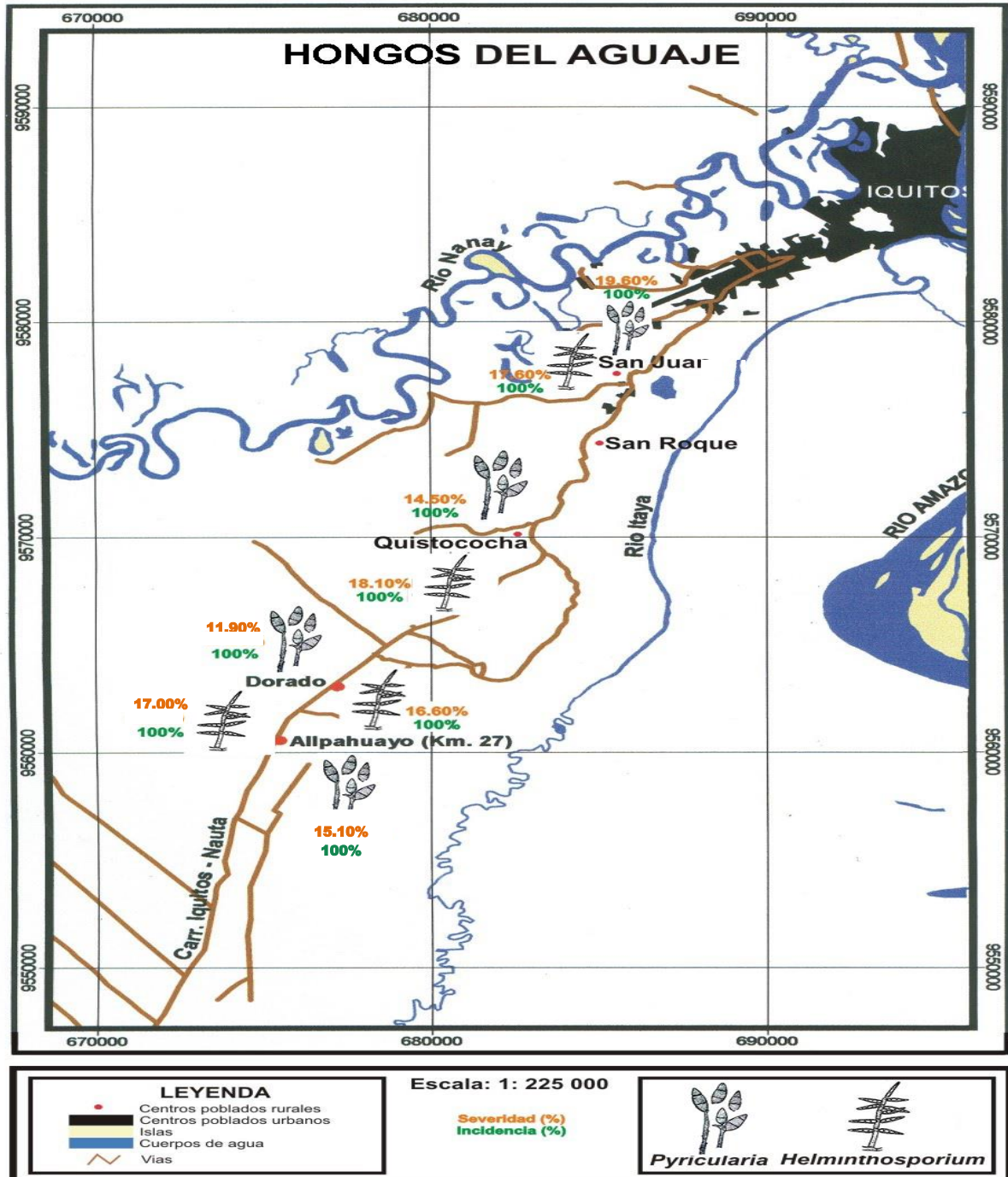


Fig. 37. Mapa de las zonas aledañas a Iquitos mostrando la prevalencia de *Pyricularia oryzae* y *Helminthosporium solani* en aguaje

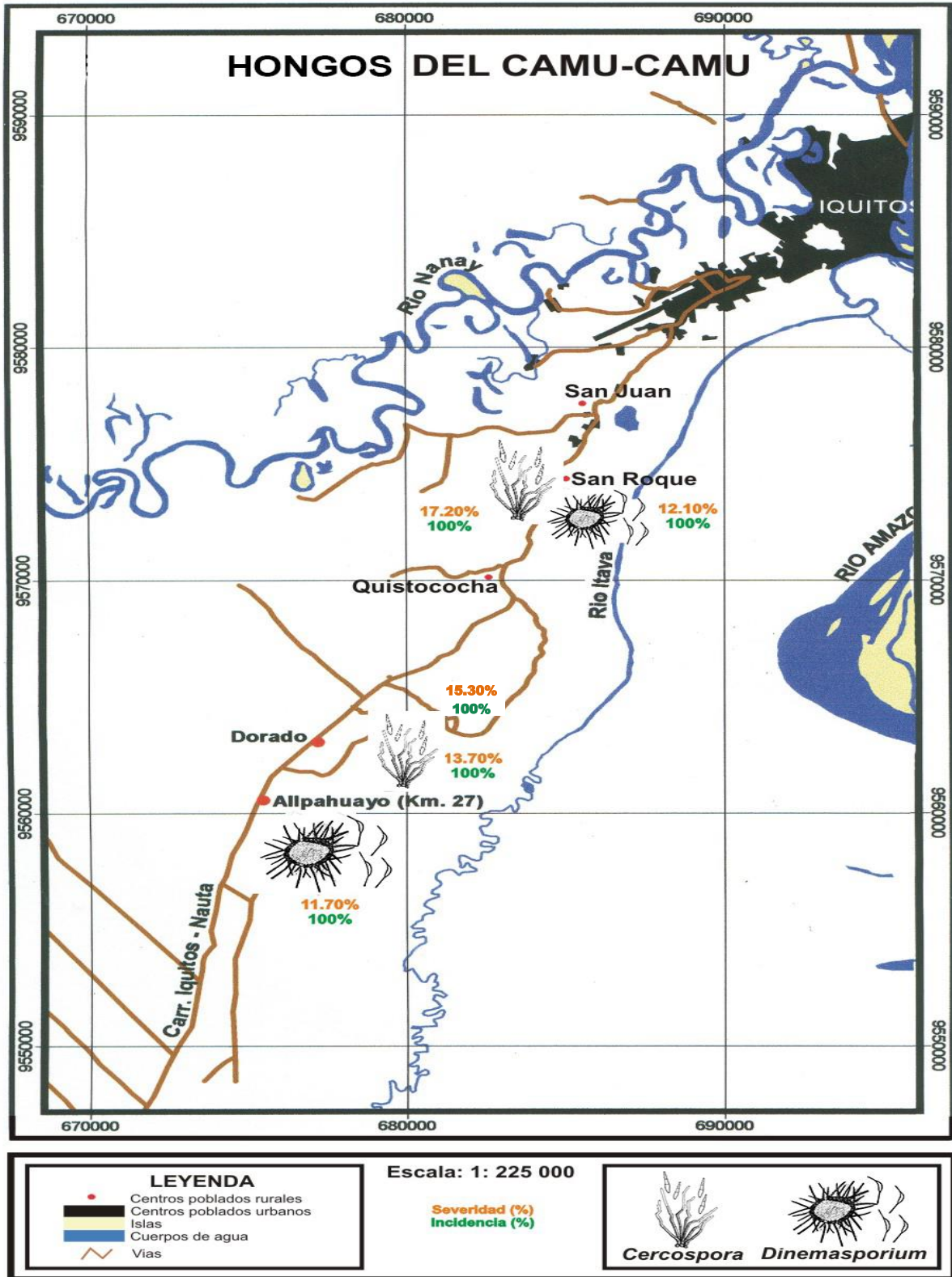


Fig. 38. Mapa de las zonas aledañas a Iquitos mostrando la prevalencia de *Cercospora* sp. y *Dinemasporium strigosum* en el cultivo de Camu-camu

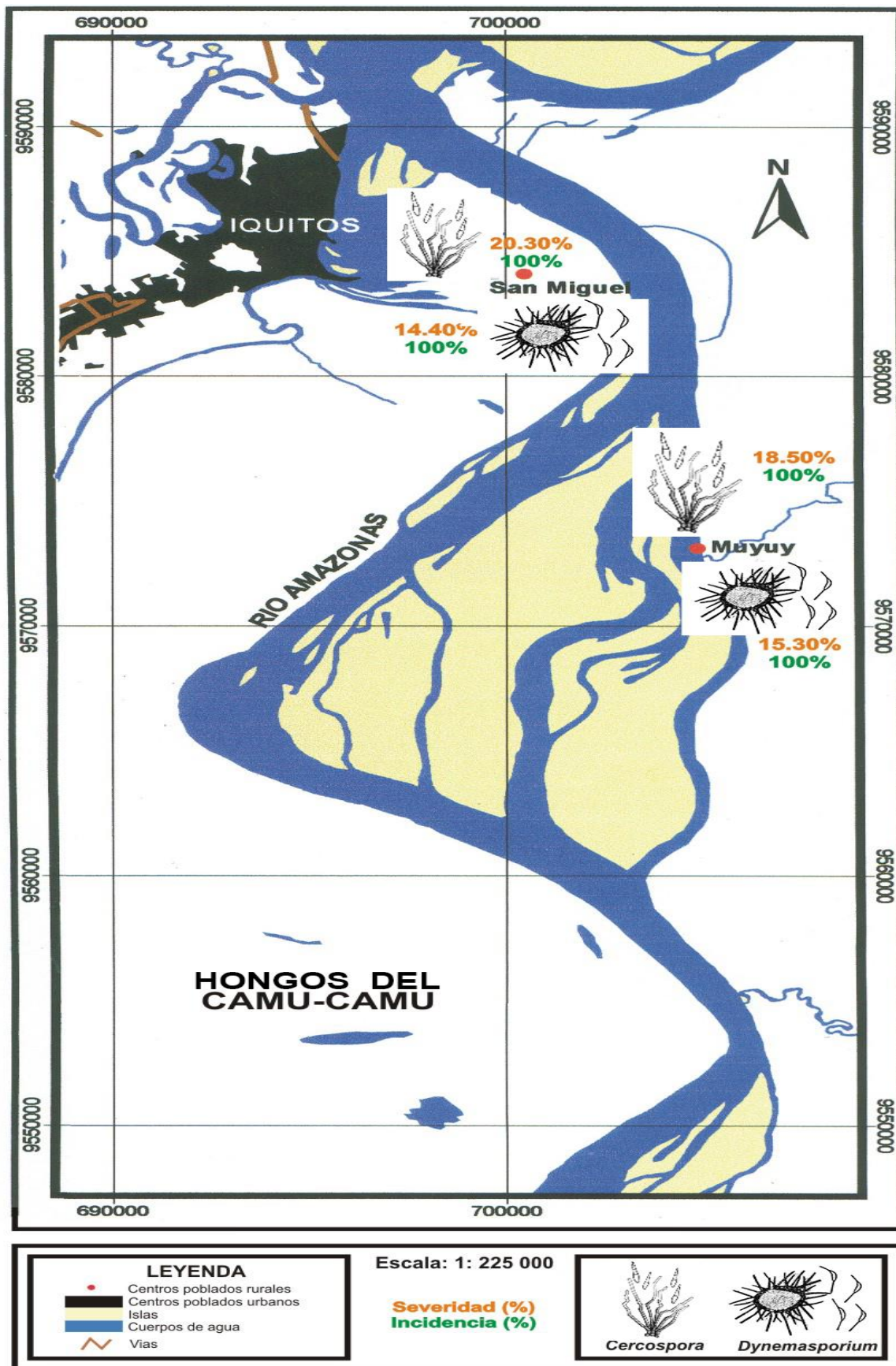


Fig. 39. Mapa de las zonas a lo largo del Río Amazonas con prevalencia de *Cercospora* sp. y *Dinemasporium strigosum* en el cultivo de camu-camu.

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

En el presente trabajo se identificó las especies fitopatógenas *Pyricularia oryzae* y *Helminthosporium solani* en hojas de aguaje y *Dinemasporium strigosum* y *Cercospora* sp. en hojas de camu-camu, causando manchas foliares en estos cultivos nativos de la Amazonía Peruana.

En el **Aguaje** las características culturales (forma, crecimiento y coloración de la colonia) y microscópicas (conidióforo, conidias, etc.) de los hongos fitopatógenos aislados como la *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium solani*, coinciden con la descripción a nivel de género presentado en las claves de Barnett (1998), Barrón (1968), Ellis (1971) y Sutton (1980); mientras que, para especies con las claves de Ellis (1971) y Sutton (1980).

De acuerdo con los resultados de las pruebas de patogenicidad, se obtuvieron síntomas similares de los que observaron en campo de donde se aislaron estos patógenos.

Pyricularia oryzae es un patógeno común en el cultivo del arroz, pero también está reportado en otras gramíneas como *Eremochloa* sp. (Barrón, 1968 y Gutierrez, 2000) también ataca a varios céspedes como la *Rottboellia exaltata*, *Echinochloa colona*, *Leersia hexandra*, *Brachiaria distachya*, *Leptochloa chinensis*. (Mackill, O. and Bonman, J 1986) sin embargo, por ser un hemibiotrofo bajo condiciones medioambientales favorables para el patógeno, podría desarrollar la capacidad de infectar especies distintas a sus hospedantes comunes, como el aguaje, dado que esta planta se cultiva en asociación con el arroz y pastos. Por esta razón, es posible que este aislamiento de *Pyricularia oryzae* ha desarrollado la habilidad de afectar al aguaje.

En el caso de *Helminthosporium solani*, es un patógeno común en el cultivo de las especies solanáceas, como papa, tomate, ajíes, berenjenas, pepino de fruta y tabaco (*Nicotiana tabacum*) (Hoffman, 2009; Castro, 2011) y este hongo ha sido encontrado afectando al aguaje, tal vez por una adaptación ecológica. En las zonas de muestreo existen cultivos de solanáceas en forma natural tales como la cocona (*Solanum sessiliflorum*), “siucahuito” (*Solanum grandiflorum*), especie nativa utilizada como jabón, la mullaca (*Physalis* sp.) y la

mullaca morada (*Solanum americanum*) los cuales podrían ser hospedantes naturales de *Helminthosporium solani* a partir del cual el patógeno ha emergido en aguaje.

De la literatura revisada con respecto a este cultivo no se ha encontrado referencias sobre enfermedades en manchas foliares, por lo que no es factible realizar una comparación con respecto a este trabajo de investigación.

En el **Camu-camu** las características culturales (forma, crecimiento y coloración de la colonia) y microscópicas (conidióforo, conidias, etc.) de los hongos fitopatógenos aislados como *Cercospora* sp y *Dinemasporium strigosum* coinciden con la descripción a nivel de género presentado en las claves de Barnett (1998), Barrón (1968), Ellis (1971) y Sutton (1980); mientras que, para especies con las claves de Ellis (1971) y Sutton (1980).

De acuerdo con los resultados de las pruebas de patogenicidad, se obtuvieron síntomas similares a los que observaron en campo de donde se aislaron estos patógenos.

El género *Cercospora* sp., infectan la mayor parte de especies de monocotiledóneas y dicotiledóneas (Jillian, 1997 y Pioli, 2014) incluido cultivos tropicales tales como café, papaya, guanabana, palta etc. y es muy probable que pueda infectar especies de la familia *Myrtaceae*; sin embargo, en el estudio realizado no se ha podido determinar la especie de *Cercospora*, causante de las manchas necróticas observadas en el cultivo del camu-camu. Probablemente, este aislamiento de *Cercospora* sp. es una especie nueva adaptada a este cultivo que requiere un estudio más detallado para identificar la especie.

En el caso de *Dinemasporium strigosum*, este hongo afecta a monocotiledóneas como caña brava (*Gynerium sagittatum*), pasto elefante (*Pennisetum purpureum*) y caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), las cuales son hospedantes comunes de dicho patógeno; sin embargo, no existen referencias que indiquen que este patógeno infecta dicotiledóneas (Sutton, 1980; Yamaguchi; 2005 Crous y Verkley, 2012). De acuerdo a nuestros resultados, este sería el primer reporte de la presencia del hongo afectando una dicotiledónea.

En el caso del Camu-camu en la revisión de literatura varios autores hacen mención de los siguientes enfermedades: Fumagina (*Capnodium* sp.) Muerte regresiva (*Botryodiplodia theobromae*) Pudrición radicular (*Rosellinia* sp.) Mohos oscuros de la semilla (*Aspergillus* sp. y *Penicillium* sp) Necrosis radicular de plántulas (*Fusarium* sp.) (Rivas 2000), Mancha circular de las hojas del camu-camu *Marssonina* sp Pestalotiasis *Pestalotia* sp. , Antracnosis de frutos y hojas *Colletotrichum* sp. Necrosis foliar *Lasiodiplodia* sp (Pinedo, M. C. et al. 2010) (Martin, M. J. García 2010) y (Villacrez, V. 2000) los cuales

reportan patógenos distintos y produciendo enfermedades diferentes, respecto a los patógenos encontrado en Camu –camu en este trabajo de investigación.

Con respecto a los 3 métodos de inoculación ensayados para realizar la prueba de patogenicidad, con los cuatro hongos aislados e identificados, se determinó que el método de aspersion de una suspensión de conidias después de realizar heridas en las hojas fue apropiado para *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium solani* y *Cercospora* sp. mientras que para el hongo *Dinemasporium strigosum* el método de aspersion en las hojas con suspensión de conidias sin realizar heridas fue el más apropiado.

Los resultados de la evaluación de la intensidad de las enfermedades asociadas a los patógenos aislados e identificados en el presente estudio, indicarían que todos los ecotipos de aguaje cultivados en la zona de estudio son susceptibles a *Pyricularia oryzae* y *Helminthosporium solani*, y camu-camu *Cercospora* sp y *Dinemasporium strigosum*, respectivamente. Sin embargo, los valores variables de severidad observada en cada patógeno indicarían que algunos ecotipos podrían ser más tolerantes que otros.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

- El cumplimiento de los postulados de Koch, demuestran que los hongos fito patógenos aislados e identificados de las manchas necróticas foliares del aguaje *Pyricularia oryzae* y *Helminthosporium solani* son los agentes causales de tales síntomas.

- El cumplimiento de los postulados de Koch, demuestran que los hongos fito patógenos aislados e identificados de las manchas necróticas foliares del camu-camu *Cercospora* sp. y *Dinemasporium strigosum* son los agentes causales de tales síntomas.

- Estos cuatro patógenos fungosos son endémicos en la zona de estudio, aunque la severidad causada por cada uno de ellos, no es superior al 25% de área foliar afectada.

CAPÍTULO VII

RECOMENDACIONES

- Hacer trabajos similares tomando en cuenta las diferentes estaciones del año.

- Realizar un trabajo de Manejo de Control Integrado de los patógenos identificados para evitar problemas fitosanitarios que afecten la producción de dichos frutales.

- Realizar este tipo de trabajos de investigación en otros cultivos nativos de la selva, que tienen presencia en el mercado Nacional e Internacional y de esa manera conocer los patógenos que podrían estar atacándolos y poder prevenir su diseminación.

CAPÍTULO VIII

LITERATURA CITADA

1. Agrios. G.N. 2002. Fitopatología. Séptima reimpresión de la Segunda Edición. Editorial Limusa, S.A .Grupo Noriega Editores. México D.F .838 p.
2. Agencia Española de Cooperación Internacional. 2011. Plan de Manejo Forestal de *Mauritia flexuosa*, aguaje. En la zona de Nauta caño, cuenca Yanayacu. Reserva Nacional Pacaya Samiria. AECI- GOREL. Iquitos. 32p.
3. Arroyo, C. L. Arauz y J. Mora. 2004. Incidencia de Enfermedades en Pejibaye (*Bactris gasipaes* Kunth) para Palmito. Nota Técnica Agronomía Meso Americana. Universidad de Costa Rica. 15(1) 61-68 p.
4. Balick, M. 1979. Amazonian oil palms of promise a survey. *Economic Botany* 33(1): 11-28 p.
5. Balslev, H y C. Grandez. 2008. Palmas (Arecaceae) útiles en los alrededores de Iquitos, Amazonia Peruana. *Revista Peruana de Biología* 15 121-132 p.
6. Barnett, H. L. and Barry B. Hunter. 1998. *Illustrated genera of imperfect fungi*. Third Edition. Macmillan Publishing Company. USA. 218 p.
7. Barron, G. L. 1968. The genera of Hyphomycetes from soil. Associate Professor Department of Botany Ontario Agriculture College University of Guelph Ontario. Canada.363 p.
8. Cabezas, O. 2008. Enfermedades de la Palma de Aceite. Universidad Nacional De La Selva. Facultad de Agronomía. Tingo María. 28 p.
9. Castro, I. A. Contreras. 2011. Manejo de plagas y enfermedades en el cultivo de la papa. Imprenta Austral, Valdivia. Chile. 72 p
10. Chupp, Ch. 1954. A Monograph of the Fungus Genus: CERCOSPORA. University Michigan. Ithaca, New York. 667 p.
11. Crous. P. y Verkley. G. 2012. How important are conidial appendages. *Persoonia* 28 (126-137) p.

12. Delgado, C. 2004. El Aguaje. *Mauritia flexuosa*. Recurso Fitogenético de la Amazonía rico en Vitamina A con magnificas potencialidades de explotación Informe especial. I Parte. Revista Pura Selva. Enero 2004. 4 p.
13. Delgado, C. 2004. El Aguaje. *Mauritia flexuosa*. Recurso Filogenético de la Amazonía rico en Vitamina A con magnificas potencialidades de explotación II Parte- Final. Revista Pura Selva. Febrero 2004. 6 p.
14. Ellis, M. B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute Key, Surrey, England. 608 pp.
15. French, E. y T. Hebert. 1980. Métodos de Investigación Fitopatológica. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. San José. Costa Rica. 289 pp.
16. Gonzales, C y Giuseppe, T. 2010. Manual del Cultivo. Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP), Iquitos-Perú. 40 p.
17. Gutierrez, A., Mazzanti de Castañón, María A, 2000. Avances del conocimiento de hospedante espontánea de *Pyricularia oryzae* en Argentina. Comunicaciones científicas y tecnológicas. Universidad Nacional del Nordeste –Argentina. 10 p.
18. Hoffman, L. M. 2009 .La Sarna plateada en la papa (*Helminthosporium solani*) Durieu and Montagne. Una enfermedad de creciente importancia en papa. Agronomía. Mesoamericana 20(2) 417- 431 p.
19. Iman, S. 2001. Cultivo de Camu–camu *Myrciaria dubia* Mc Vaugh (H.B.K) en la Región de Loreto. Instituto Nacional de Investigación Agraria. Estación Experimental San Roque. Iquitos. Perú. 32 p.
20. Inga, H. y M. Pinedo. 2003. Estado óptimo de cosecha del Camu- camu *Myrciaria dubia* Mc Vaugh (H.B.K) para la Agroindustria, en la Amazonia Peruana. Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana. Programa de Ecosistemas Terrestres (IIAP). Proyecto Bioexport - Camu-camu Iquitos. Perú. 7 p.
21. Inga, H., M. Pinedo y Delgado, C. 2001. Fenología Reproductiva de *Myrciaria dubia* Mc Vaugh (H.B.K) Camu- camu. Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana. Programa de Ecosistemas Terrestres (IIAP). Proyecto Bioexport - Camu-camu. Iquitos. Perú. 114 p.
22. Jillian, M. 1997. Enfermedades de Pastos tropicales en el Sur y Centro América. Colección Histórica. CIAT. Colombia. 216-229 p.
23. Krause, A. 2009. Camu-camu en el mercado de Lima Metropolitana. Los principios y criterios de Biocomercio. Perú- diverso.Lima-Perú.34 p.
24. Large, E.C. 1966. Assesment of Plant Disease, Ann. Rew. Phytopathology 4: 9-28

25. Leal, F. 1999. Impactos Actuales y potenciales de las enfermedades de los cultivos perennes de la Amazonia y posibilidades de control para el desarrollo sostenible de la región. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaria Pro- Tempore. Caracas Venezuela. 178 p.
26. Mackill, A. and Bonman, J 1986. New hosts of *Pyricularia oryzae*. Plant disease. 70:125-127.
27. Martin, M. J. García (2010). “Chacras Amazónicas”. Programa de Cooperación Hispano Peruana. Proyecto Araucaria XXI Nauta. Ministerio del Ambiente. Iquitos-Perú. 151p.
28. Mc Vaugh, Roger. 1963. Tropical American Myrtaceae, II Fieldona: Botany. Vol. 29, N° 8, 501-502 p.
29. Navarro, F. 2006. Estudio de las cadenas productivas de aguaje y tagua. Reserva Nacional Pacaya Samiria. Loreto- Perú. 103 p.
30. Pinedo-Panduro, M. 2001. Sistema de producción de Camu-camu en restinga. Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana. Programa de Ecosistemas Terrestres (IIAP). Proyecto Bioexport- Camu-camu. Iquitos. Perú. 141 p.
31. Pinedo, M., C. Delgado, D. Del Castillo, S. Imán. 2010. Camu-camu (*Myrciaria dubia*) Aportes para su aprovechamiento sostenible en la Amazonia Peruana. Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana. Evaluación genética de plantas superiores de Camu-camu en Loreto y Ucayali. Perú. 135 p.
32. Pioli, R. 2014. Diagnóstico, cuantificación y estimación. Selección de genotipos. Control. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Rosario. Argentina. 158 p.
33. Prompex. 1998. Promoción de exportadores de productos agrícolas de la selva. El aguaje. Lima- Perú. 218 p.
34. Rivas, R. y I. Gonzales. 2000. Tecnología del cultivo de Camu-camu en la Amazonía Peruana. Ministerio de Agricultura. Instituto de Investigación Agraria (INIA). Estación Experimental Pucallpa. Ministerio de la Presidencia. Consejo Transitorio de Administración Regional de Ucayali. Perú. 45 p.
35. Rodriguez, K. y H. Kimati. 1998. *Bipolaris bicolor* Shoemaker. Especie asociada a manchas foliares de la palma pupunha (*Bactris gasipaes* Kunth) en Brasil. Revista Iberoamericana de Micología 15: 55-57 p.
36. Toro, V. 2014. Fenología y producción de frutos de *Mauritia flexuosa* L.f. En cananguchales del Sur de la Amazonia Colombiana. Tesis presentada para optar el

- título de Magister en Bosque y Conservación Ambiental. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agrarias. Medellín. 37 p.
37. Sáenz, L. 2006. Cultivo de la Palma Africana. Guía Técnica del IICA. Managua. Nicaragua. 25p.
 38. Sánchez, A. 1990. Enfermedades de la palma de aceite en América Latina. Cali Colombia. Revistas Palmas; Volumen II N° 4. 32 p.
 39. Sutton, B. C. 1980. The Coelomycetes Fungi Imperfect with Pycnidia Acervuli and Stromata. Principal Mycologist Commonwealth. Mycological Institute. Kew Surrey. England. 695 p.
 40. Sutton, B. C. 1980. The Coelomycetes Fungi Imperfect with Pycnidia Acervuli and Stromata. Principal Mycologist Commonwealth. Mycological Institute. Kew Surrey. England. 695 p.
 41. Ulloa, M . R. Hanlin. 2006. Nuevo Diccionario Ilustrado de Micología. The American Phytopathological Society. Estados Unidos de América. 672 p.
 42. Valois, H. y C. Martínez. 2013. Diversidad, patrones de uso y conservación de palmeras (Arecaceae) en bosque pluviales del Chocó. Colombia. Revista Biológico Tropical. Vol. 61 1869- 1889 p.
 43. Villachica, H. 1996. Cultivo del Pijuayo para Palmito en la Amazonia. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaria Protempore. Caracas. Venezuela. 132 p.
 44. Villachica, H. 1999. El Cultivo del Camu – camu *Myrciaria dubia* Mc Vaugh (H.B.K) en la Amazonía Peruana. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaria Protempore. Caracas. Venezuela. 94 p.
 45. Villacrez, V. (2009) “Diagnóstico de principales enfermedades del camu-camu” II Congreso Nacional del Camu- camu. Resúmenes Científicos. Pucallpa Perú. 44p.
 46. Von Humboldt, A. Bompland, A. y Kunth, C. 1823. Nova Genera the Species Plantarum. Tomo VI.
 47. Yamaguchi, Y. Masuma, R. 2005. A new species of *Dinemasporium* from sugar can on Irabujima. The mycological society of Japan and Springer. Short communication .Tokio. Mycoscience. Volume 46: 367-369 p.

CAPÍTULO IX
ANEXOS

Anexo 1: Medidas para la especiación de *Pyricularia oryzae*

Nº	Conidióforo		Conidia	
	Largo (um)	Ancho (um)	Largo (um)	Ancho (um)
1	46	1.1	7.5	4.0
2	46	1.2	7.0	4.5
3	47	1.2	7.5	4.0
4	48	1.2	7.0	4.5
5	47	1.1	7.5	4.0
6	46	1.3	7.0	4.0
7	45	1.3	7.0	4.0
8	49	1.3	7.5	4.0
9	45	1.2	8.0	5.0
10	46	1.2	8.0	4.0
11	46	1.2	8.0	3.5
12	45	1.3	7.0	4.0
13	47	1.1	7.0	4.5
14	47	1.2	7.5	4.5
15	46	1.3	7.0	5.0
16	46	1.4	7.5	4.5
17	46	1.3	8.0	4.0
18	47	1.2	7.0	4.5
19	45	1.2	7.5	4.5
20	43	1.4	7.0	4.0
21	47	1.0	8.0	4.0
22	46	1.3	7.5	4.5
23	46	1.2	7.5	4.5
24	48	1.3	8.0	4.0
25	47	1.3	8.0	4.0
26	49	1.0	7.5	4.0
27	50	1.3	7.0	4.0
28	48	1.2	8.0	3.5
29	46	1.2	7.0	4.5
30	47	1.3	7.0	4.0
31	46	1.0	7.0	4.0
32	45	1.3	8.0	4.5
33	43	1.3	7.5	4.0
34	47	1.2	7.0	4.0
35	46	1.2	8.0	4.0
36	45	1.1	7.5	4.5
37	46	1.1	7.0	3.5
38	47	1.3	7.5	4.5
39	48	1.2	8.0	4.0
40	47	1.3	7.0	4.0
41	46	1.1	8.0	5.0
42	46	1.2	7.5	4.5
43	45	1.3	7.0	4.0
44	45	1.0	8.0	4.0
45	47	1.2	7.5	4.5
46	48	1.2	7.0	4.5
47	44	1.3	7.0	4.0
48	47	1.2	7.5	4.0
49	46	1.3	7.5	4.5
50	46	1.1	8.0	4.5
PROMEDIO	46.3	1.2	7.5	4.2
um	120.5	3.2	19.4	10.9

medidas tomadas a 40x = factor de corrección 2,6

Anexo 2: Medidas para la especiación de *Helminthosporium solani*

Nº	Conidióforo			Conidia	
	Largo (um)	Ancho en la base (um)	Ancho en el ápice (um)	Ancho (um)	Nº de pseudoseptas
1	212	3.5	3.0	3.5	5.0
2	215	3.5	3.0	3.5	5.0
3	214	3.5	3.0	3.0	6.0
4	214	4.0	3.5	4.0	6.0
5	215	4.0	3.5	3.0	4.0
6	215	3.6	3.0	4.5	5.0
7	220	3.5	3.0	3.5	5.0
8	220	3.4	3.5	3.0	5.0
9	212	3.0	4.0	3.5	5.0
10	210	3.5	4.0	3.5	5.0
11	200	3.5	3.0	4.0	4.0
12	215	4.5	3.0	4.0	4.0
13	214	3.5	3.5	4.5	6.0
14	212	4.0	2.0	4.0	5.0
15	212	4.0	2.0	4.5	5.0
16	200	3.5	3.0	3.5	5.0
17	210	4.0	3.0	3.5	4.0
18	210	3.5	3.5	3.0	6.0
19	215	3.0	3.5	3.0	6.0
20	214	3.5	3.0	3.5	5.0
21	215	3.5	3.0	4.5	5.0
22	216	3.5	3.0	5.0	5.0
23	215	3.5	3.5	5.0	5.0
24	215	3.5	4.0	4.5	5.0
25	214	3.5	4.0	4.5	4.0
26	214	3.5	3.0	4.0	4.0
27	200	3.0	3.5	3.5	5.0
28	220	3.0	3.5	3.5	5.0
29	212	4.0	4.0	4.5	6.0
30	220	4.5	3.5	4.5	6.0
31	220	3.5	3.5	4.5	5.0
32	210	4.5	3.5	4.0	5.0
33	210	3.0	3.0	4.5	5.0
34	215	3.5	3.0	4.5	4.0
35	215	3.5	4.0	4.0	5.0
36	214	3.5	4.0	4.5	4.0
37	213	3.0	3.5	4.0	5.0
38	215	3.0	3.5	4.0	4.0
39	214	3.5	3.0	3.5	5.0
40	213	4.0	3.0	3.5	5.0
41	213	3.5	4.0	3.0	5.0
42	210	3.5	3.5	3.5	6.0
43	211	3.5	3.5	4.0	5.0
44	206	3.0	4.0	4.0	6.0
45	210	3.0	4.0	4.5	5.0
46	210	4.5	3.0	4.0	5.0
47	209	3.5	3.0	4.5	6.0
48	205	3.5	3.5	4.5	6.0
49	215	3.5	4.0	4.5	5.0
50	220	3.5	4.0	3.5	4.0
PROMEDIO	212.76	3.56	3.37	3.94	5.0
um	553.2	9.3	8.8	10.2	13

medidas tomadas a 40x = factor de corrección 2,6

Anexo 3: Medidas para la especiación de *Dinemasporium strigosum*

Nº	Conidia		
	Largo (um)	Ancho (um)	Largo de sétula (um)
1	4.0	0.35	2.5
2	4.5	0.5	2.5
3	4.5	0.5	3.0
4	4.0	1.0	3.0
5	4.0	1.0	3.0
6	4.0	0.8	3.0
7	3.5	0.8	2.5
8	4.5	0.8	2.5
9	4.5	0.5	2.0
10	3.0	0.5	2.0
11	3.0	0.5	2.0
12	3.5	1.0	2.5
13	3.5	0.5	2.0
14	4.5	0.8	2.0
15	4.5	0.5	2.0
16	4.0	0.5	2.0
17	4.0	0.8	2.0
18	4.5	1.0	1.5
19	4.0	0.5	2.0
20	4.5	0.5	2.5
21	4.0	0.5	1.5
22	4.0	1.0	2.0
23	3.0	1.0	2.0
24	3.0	0.5	2.5
25	4.5	0.5	2.0
26	3.5	0.5	2.0
27	5.0	0.5	3.0
28	5.0	0.5	3.0
29	4.0	0.5	2.5
30	4.5	0.5	1.5
31	4.5	0.5	2.0
32	4.0	1.0	2.5
33	4.0	0.5	2.5
34	5.0	0.5	2.0
35	4.5	0.8	2.0
36	4.0	0.8	1.5
37	4.0	0.8	3.0
38	4.5	0.5	1.5
39	4.0	0.5	2.0
40	4.0	1.0	2.0
41	4.5	0.8	2.5
42	4.5	0.8	2.5
43	4.0	0.8	2.0
44	4.0	0.5	2.0
45	4.5	0.5	2.0
46	3.5	0.5	2.0
47	4.5	0.5	2.5
48	3.0	0.4	2.0
49	3.5	0.5	2.5
50	3.5	0.5	2.0
PROMEDIO	4.1	0.6	2.5
um	10.6	1.7	6.5

medidas tomadas a 40x = factor de corrección 2,6

Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de AGUAJE - Zonas aledañas a Iquitos

Anexo 4: *Pyricularia oryzae*

San Juan

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	20 %
2	100 %	15 %
3	100 %	17 %
4	100 %	25 %
5	100 %	18 %
6	100 %	21 %
7	100 %	19 %
8	100 %	19 %
9	100 %	22 %
10	100 %	20 %
PROMEDIO	100 %	19.6 %

Quistococha

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	15 %
2	100 %	14 %
3	100 %	10 %
4	100 %	16 %
5	100 %	20 %
6	100 %	18 %
7	100 %	16 %
8	100 %	12 %
9	100 %	14 %
10	100 %	10 %
PROMEDIO	100 %	14.5 %

El Dorado

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	10 %
2	100 %	8 %
3	100 %	10 %
4	100 %	20 %
5	100 %	20 %
6	100 %	15 %
7	100 %	10 %
8	100 %	8 %
9	100 %	8 %
10	100 %	10 %
PROMEDIO	100 %	11.9 %

Allpahuayo

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	16 %
2	100 %	17%
3	100 %	20 %
4	100 %	15 %
5	100 %	12 %
6	100 %	11 %
7	100 %	16 %
8	100 %	18 %
9	100 %	12 %
10	100 %	14 %
PROMEDIO	100 %	15.10 %

Anexo 5: *Helminthosporium solani*

San Juan

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	20 %
2	100 %	17 %
3	100 %	18 %
4	100 %	16%
5	100 %	19 %
6	100 %	20 %
7	100 %	14%
8	100 %	15 %
9	100 %	18%
10	100 %	19 %
PROMEDIO	100 %	17.6 %

Quistococha

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	20 %
2	100 %	18 %
3	100 %	17 %
4	100 %	15 %
5	100 %	14 %
6	100 %	19 %
7	100 %	20 %
8	100 %	21 %
9	100 %	18 %
10	100 %	19 %
PROMEDIO	100 %	18.1 %

El Dorado

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	17 %
2	100 %	16 %
3	100 %	18 %
4	100 %	20 %
5	100 %	16 %
6	100 %	19 %
7	100 %	18 %
8	100 %	17 %
9	100 %	15 %
10	100 %	14 %
PROMEDIO	100 %	17.0 %

Allpahuayo

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	20 %
2	100 %	18 %
3	100 %	16 %
4	100 %	15 %
5	100 %	12 %
6	100 %	10 %
7	100 %	18 %
8	100 %	19 %
9	100 %	20 %
10	100 %	18 %
PROMEDIO	100 %	16.6 %

**Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada
en el cultivo de CAMU-CAMU
Zonas aledañas a Iquitos**

Anexo 6: *Cercospora sp.*

San Roque

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	17 %
2	100 %	16 %
3	100 %	17 %
4	100 %	18 %
5	100 %	17 %
6	100 %	18 %
7	100 %	16 %
8	100 %	18 %
9	100%	18%
10	100%	17%
11	100%	16%
12	100%	17%
13	100%	18%
14	100%	18%
15	100%	17%
16	100%	16%
17	100%	17%
18	100%	17%
19	100 %	18%
20	100 %	18%
PROMEDIO	100 %	17.2 %

Allpahuayo

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	16%
2	100 %	16 %
3	100 %	15 %
4	100 %	16 %
5	100 %	14 %
6	100 %	16 %
7	100 %	15 %
8	100 %	15 %
9	100 %	16 %
10	100 %	14 %
11	100%	16%
12	100%	16%
13	100%	15%
14	100%	14%
15	100%	16%
16	100%	15%
17	100%	16%
18	100%	16%
19	100%	15%
20	100%	14%
PROMEDIO	100 %	15.3 %

Anexo 7: *Dinemasporium strigosum*

San Roque

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	12 %
2	100 %	12 %
3	100 %	11 %
4	100 %	12 %
5	100 %	12 %
6	100 %	13 %
7	100 %	12 %
8	100 %	12 %
9	100 %	13 %
10	100 %	12 %
11	100%	12%
12	100%	11%
13	100%	12%
14	100%	12%
15	100%	12%
16	100%	13%
17	100%	14%
18	100%	12%
19	100%	10%
20	100%	13%
PROMEDIO	100 %	12.1 %

Allpahuayo

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	12 %
2	100 %	10 %
3	100 %	14 %
4	100 %	13 %
5	100 %	11 %
6	100 %	12 %
7	100 %	12 %
8	100 %	10 %
9	100 %	13 %
10	100 %	10 %
11	100 %	10%
12	100 %	12%
13	100 %	14%
14	100 %	13%
15	100 %	11%
16	100 %	12%
17	100 %	12%
18	100 %	13%
19	100 %	10%
20	100 %	10%
PROMEDIO	100 %	11.7 %

Evaluación del porcentaje de planta afectada y porcentaje de área foliar dañada en el cultivo de CAMU-CAMU
Zonas a lo largo del Río Amazonas

Anexo 8: *Cercospora sp.*

San Miguel

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	20 %
2	100 %	18 %
3	100 %	22 %
4	100 %	20 %
5	100 %	19 %
6	100 %	21 %
7	100 %	20 %
8	100 %	20 %
9	100 %	22 %
10	100 %	21 %
11	100 %	22%
12	100 %	18%
13	100 %	20%
14	100 %	20%
15	100 %	21%
16	100 %	19%
17	100 %	20%
18	100 %	22%
19	100 %	20%
20	100 %	21%
PROMEDIO	100 %	20.3 %

Muyuy

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	18 %
2	100 %	18 %
3	100 %	18%
4	100 %	20 %
5	100 %	19 %
6	100 %	18 %
7	100 %	15 %
8	100 %	18 %
9	100 %	21 %
10	100 %	20 %
11	100 %	18%
12	100 %	18%
13	100 %	20%
14	100 %	18%
15	100 %	19%
16	100 %	15%
17	100 %	18%
18	100 %	18%
19	100 %	21%
20	100 %	20%
PROMEDIO	100 %	18.5 %

Anexo 9: *Dinemasporium strigosum*

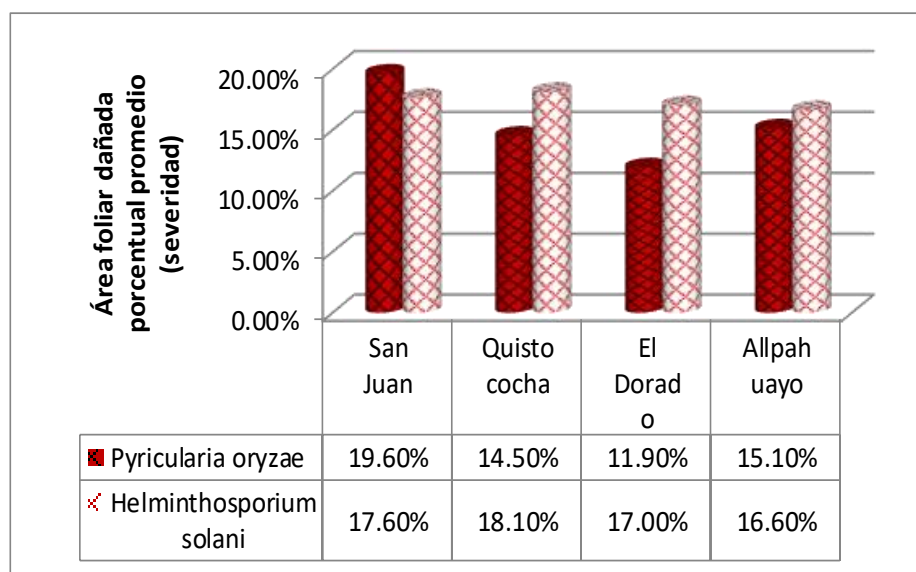
San Miguel

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	15 %
2	100 %	16 %
3	100 %	14 %
4	100 %	13 %
5	100 %	15 %
6	100 %	16 %
7	100 %	15 %
8	100 %	13 %
9	100 %	14 %
10	100 %	13 %
11	100 %	15 %
12	100 %	16 %
13	100 %	14 %
14	100 %	13 %
15	100 %	13 %
16	100 %	15 %
17	100 %	16 %
18	100 %	15 %
19	100 %	13 %
20	100 %	14 %
PROMEDIO	100 %	14,4 %

Muyuy

Planta	% de planta afectada	% de área foliar dañada
1	100 %	16 %
2	100 %	17 %
3	100 %	15 %
4	100 %	16 %
5	100 %	14 %
6	100 %	15 %
7	100 %	15 %
8	100 %	16 %
9	100 %	15 %
10	100 %	14 %
11	100 %	16 %
12	100 %	17 %
13	100 %	15 %
14	100 %	16 %
15	100 %	14 %
16	100 %	15 %
17	100 %	15 %
18	100 %	16 %
19	100 %	15 %
20	100 %	14 %
PROMEDIO	100 %	15.3 %

Anexo 10: Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos en el cultivo de aguaje



Anexo 11: Intensidad de la enfermedad evaluada en las zonas aledañas a la ciudad de Iquitos y a lo largo del Río Amazonas en el cultivo de camu-camu

