

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL
CUSCO**

ESCUELA DE POSGRADO

MAESTRÍA EN CIENCIAS

MENCIÓN ECOLOGÍA Y GESTIÓN AMBIENTAL



**TAXONOMÍA Y CULTIVO DEL HONGO COMESTIBLE
QEPATARI DE LA LOCALIDAD DE RÍO BLANCO,
DISTRITO LOS CHANKAS – APURÍMAC, 2017**

**TESIS PARA OPTAR AL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS MENCIÓN
ECOLOGÍA Y GESTIÓN AMBIENTAL
PRESENTADA POR:**

Bach. Karin Antonieta Pérez Leguía

ASESORA:

Dra. María Encarnación Holgado Rojas

**TESIS FINANCIADA POR EL PROGRAMA YACHAININCHIS WIÑARINANPAQ
CONVENIO UNSAAC-FONDECYT**

CUSCO – PERÚ

2020

DEDICATORIA

Con mucha fe, amor, devoción y agradecimiento dedico esta tesis de Maestría a Dios Nuestro Señor en la advocación cusqueña del “Señor de Huanca” y a nuestra dulce Madre la Virgen María en la advocación apurimeña de la "Mamacha Virgen de Cocharcas"

Con alegría, amor, agradecimiento y admiración para mis queridos padres:
Prof. Adrián Pérez Cabrera y Prof. Margarita Leguía Reinaga

Con amor, agradecimiento, admiración y más...,
para el Blgo. Albino Quispe Pelaez por ser mi gran compañero de vida y de ciencia.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por mostrarme cada día su amor en lo compleja, basta y maravillosa que es su creación.

A mis padres Margarita y Adrián por todo el apoyo incondicional, moral y material.

Al Blgo. Albino Quispe por todo el apoyo científico, aliento, paciencia, consejos y orientaciones técnicas brindadas en todo momento y por su rol de compañero de trabajos de campo y de laboratorio.

A mi Asesora Dra. María Encarnación Holgado Rojas, por todo el apoyo científico y moral, por darme todas las facilidades durante mi trabajo en los laboratorios y salas de producción del CIPHAM, por su paciencia y buen ánimo.

A mis primas Yéshica y Marleni Huamán Pérez, por todas las palabras de aliento y por brindarme amablemente todas las facilidades logísticas durante mi estadía en el Valle del río Pampas.

A Don Edgar Nicolás Laura, y a sus sobrinos Hans y Yaneth por ser mis guías de campo y compartir conmigo sus conocimientos a cerca de la colecta y consumo del Qepatari, así mismo un gran agradecimiento a las autoridades y pobladores de las localidades de Río Blanco y Sapichaca por la hospitalidad brindada.

Al Blgo. Eduardo Cano que hace 10 años fue el primero en darnos a conocer la existencia del Qepatari muy conocido en el Valle del Río Pampas de su natal Provincia de Chincheros.

Al Dr. Gerardo Mata, a la Dra. Dulce Salmenes, al Dr. Rigoberto Gaitán, al Dr. Santiago Chacón, a la Blga. Elsa Uretillas y al Blgo. Carlos Ortega, quienes compartieron conmigo sus experiencias, conocimientos y muchos buenos momentos durante mi estancia de investigación en la Unidad de Cultivo de Hongos comestibles y medicinales del Instituto de Ecología (INECOL) en Xalapa – México, para mí fue una experiencia muy enriquecedora tanto en el ámbito científico como cultural por lo que siempre les estaré muy agradecida.

A la Dra Marta Wrzosek y al Dr. Daniel Martínez Carrera por el apoyo incondicional en el análisis y la determinación molecular del “Qepatari”.

A todos mis familiares por todo el apoyo y ánimos brindados, de manera especial a mis cuñados Agustina Quispe y Ascensión Quispe, a mi hermana Iramí Pérez, a mis tías Cleofé Leguía (†), Honorata Leguía (†), Francisca Pérez y a mis primos María Gutiérrez L. y Miguel Puca L.

A los integrantes del CIPHAM de manera especial a Fraido Aguilar por facilitarme el ingreso al laboratorio aun en días feriados, a Mario Callalli por la bibliografía facilitada, gracias también a Priscila Tuesta y Greta Huamanrayme.

A todos aquellos que colaboraron, ya sea con una palabra de aliento o de forma directa en la realización de este trabajo: al Lic. Mijael Lima por el apoyo en la parte estadística, y a las Biólogas Maribel Jihuallanca y Fiorella E. Díaz, mis amigas desde pregrado.

A la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, cuyo estímulo monetario, a través del Programa Yachaininchis Wiñarinanpaq - Financiamiento de Tesis de Posgrado del Convenio UNSAAC-FONDECYT, contribuyó grandemente a la óptima realización del presente estudio, del mismo modo expreso mi agradecimiento a los señores Monitores de la USM Fondecyt por darme en todo momento las facilidades y soluciones oportunas.

INDICE

RESUMEN.....	i
INTRODUCCIÓN.....	iii
I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	1
1.1 SITUACION PROBLEMÁTICA.....	1
1.2 FORMULACION DEL PROBLEMA.....	2
1.2.1 PROBLEMA GENERAL.....	2
1.2.2 PROBLEMA ESPECIFICOS.....	2
1.3 JUSTIFICACION DE LA INVESTIGACION.....	3
1.3.1 Conveniencia.....	3
1.3.2 Relevancia social.....	3
1.3.3 Implicancias prácticas.....	4
1.3.4 Valor teórico.....	4
1.4 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACION.....	6
1.4.1 OBJETIVO GENERAL.....	6
1.4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	6
II. MARCO TEÓRICO CONCEPTUAL.....	7
2.1 BASES TEÓRICAS.....	7
2.2.1 Hongos.....	7
2.2.2 Hongos Comestibles.....	9
2.2.3 Cultivo de hongos comestibles.....	10
2.2.4 Etapas del cultivo de hongos comestibles.....	11
2.2.5 Taxonomía.....	15
2.2.6 Taxonomía de los hongos.....	16
2.2.7 Basidiomycota.....	18
2.2.8 Residuos lignocelulósicos.....	20
2.2 ANTECEDENTES EMPÍRICOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	21
2.2.1 Antecedentes Internacionales.....	21
2.2.2 Antecedentes Nacionales.....	23
III. HIPOTESIS Y VARIABLES.....	25
3.1 HIPOTESIS GENERAL.....	25
3.2 HIPOTESIS ESPECIFICAS.....	25
3.3 IDENTIFICACION DE VARIABLES.....	25
3.4 OPERACIONALIZACION DE VARIABLES.....	25
IV. METODOLOGÍA.....	28

4.1. ÁMBITO DE ESTUDIO: LOCALIZACIÓN POLÍTICA Y GEOGRÁFICA.....	28
4.1.1 Descripción de la Zona de Colecta.....	28
4.1.1.1 Ubicación Política	28
4.1.1.2 Ubicación Geográfica	28
4.1.1.3 Ubicación Hidrográfica.....	31
4.1.1.4 Accesibilidad	31
4.1.1.5 Clima	31
4.1.1.6 Flora y Fauna.....	33
4.1.1.7 Población	34
4.1.1.8 Actividad Económica	34
4.2 TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACIÓN	34
4.2.1 Enfoque de la investigación	34
4.2.2 Alcance de la investigación.....	34
4.2.3 Diseño de la investigación	34
4.3. UNIDAD DE ANÁLISIS.....	34
4.4. POBLACIÓN DE ESTUDIO.....	35
4.5. TAMAÑO DE MUESTRA	35
4.6. TÉCNICAS DE RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN E INSTRUMENTOS DE INVESTIGACIÓN.....	35
4.6.1 Determinación de la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari.....	35
4.6.1.1 Colecta	35
4.6.1.2 Determinación Taxonómica convencional.	35
4.6.1.3 Determinación Taxonómica molecular.....	38
4.6.2 Obtención de la cepa.....	38
4.6.2.1 Aislamiento del hongo comestible	38
4.6.3 Selección del medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari.....	38
4.6.4 Determinación de la formulación de sustratos lignocelulósicos más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo comestible Qepatari	39
4.6.4.1 Elaboración de semilla o spawn del hongo comestible	39
4.6.4.2 Formulación y prueba de crecimiento lineal micelial en sustratos lignocelulósicos (Test de Duncan)	40
4.6.4.3 Siembra y obtención de cuerpos fructíferos.....	41
4.6.4.4 Evaluación de los parámetros de productividad	42
4.6.5 Análisis Físicoquímico	43
4.7. Técnicas de análisis e interpretación de la información	43
V. RESULTADOS	46

5.1	Determinación de la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari	46
5.1.1	Colecta del Hongo comestible Qepatari	46
5.1.2	Caracteres Macroscópicos	47
5.1.3	Caracteres Microscópicos	49
5.1.4	Descripción Morfológica:	55
5.1.5	Descripción etnomicológica	56
5.1.6	Descripción molecular	56
5.1.7	Posición taxonómica	57
5.2	Obtención de la cepa	58
5.2.1	Aislamiento del hongo comestible	58
5.2.2	Caracterización micelial morfológica	59
5.3	Selección del medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari	60
5.3.1	Crecimiento Micelial	60
5.3.2	Análisis de Covarianza (ANCOVA)	61
5.3.3	Velocidad de crecimiento promedio	65
5.4	Determinación de la formulación de sustratos lignocelulósicos más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo comestible Qepatari	66
5.4.1	Análisis de Varianza (ANOVA)	67
5.4.2	Siembra y obtención de cuerpos fructíferos	69
5.4.3	Evaluación de los parámetros de productividad	70
5.4.4	Diferencia de Medias de los parámetros de productividad evaluados	71
5.5	Análisis Físicoquímico de los carpóforos silvestres y cultivados del hongo comestible Qepatari	72
	DISCUSIÓN	76
	CONCLUSIONES	81
	RECOMENDACIONES	82
	ANEXOS	93

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura I.</i>	Estructura de un cuerpo fructífero agaricoide y boletoide.....	07
<i>Figura II.</i>	Ciclo de vida de un macrohongo “sombriilla” del género <i>Amanita</i> (Basidiomycete)	08
<i>Figura III .</i>	Fases del crecimiento y fructificación de hongos comestibles.....	12
<i>Figura IV:</i>	Diagrama de flujo que resumen el proceso general de producción del hongo <i>Pleurotus</i> a partir de una cepa.....	13
<i>Figura V.</i>	Técnicas generales para el cultivo de hongos.....	14
<i>Figura VI .</i>	Hongos comestibles cultivados en Iberoamérica.....	15
<i>Figura VII.</i>	Taxas que han sido empleados en Micología.....	17
<i>Figura VIII.</i>	Filogenia de los hongos.....	18
<i>Figura IX.</i>	Tipos de cuerpos fructíferos de Basidiomycetes.....	19
<i>Figura X.</i>	A) Basidio en formación, b) basidiospora , c) esterigma, d) basidio.....	19
<i>Figura XI.</i>	Diferentes tipos de basidiosporas.....	19
<i>Figura XII.</i>	Formación y desarrollo de una fíbula.....	20
<i>Figura XIII.</i>	Ciclo reproductivo de un hongo Agaricomycotina.....	20
<i>Figura XIV.</i>	Mapa de Ubicación de la zona de colecta.....	28
<i>Figura XV.</i>	Mapa de punto de muestreo.....	29
<i>Figura XVI.</i>	Climatodiagrama de la Estación Pampas.....	32
<i>Figura XVII.</i>	Tipos de basidios.....	36
<i>Figura XVIII.</i>	Tipos de hifas en basidiomicetes.....	36
<i>Figura XIX.</i>	Tipos de Suprapellis.....	37
<i>Figura XX.</i>	Tipos y formas de Cistidios.....	37
<i>Figura XXI.</i>	“Hiphal pegs”	38
<i>Figura XXII.</i>	Flujograma del resumen de la metodología.....	45
<i>Figura XXIII.</i>	Qepatari en tronco de <i>Alnus acuminata</i>	47
<i>Figuras XXIV.</i>	Carpóforo del hongo comestible Qepatari.....	50
<i>Figura XXV.</i>	Carpóforo del hongo comestible Qepatari durante la obtención de esporada.....	50

<i>Figura XXVI.</i>	Superficie media del pie canaliculada y ligeramente pilosa vista con esteroscopio.....	51
<i>Figura XXVII.</i>	Pilosidad marcada en la base del estípite vista con esteroscopio.....	51
<i>Figura XXVIII.</i>	Ligera anastomosis en la base de las lamelas vista con esteroscopio.....	51
<i>Figura XXIX.</i>	Esporas cilíndricas del Qepatari (100X) con colorante floxina.....	52
<i>Figura XXX.</i>	Sistema hifal (hifas generativas y esqueletogénicas) del Qepatari (100X) con colorante floxina.....	52
<i>Figura XXXI.</i>	Basidias tetrasporicas (40X) con colorante floxina.....	53
<i>Figura XXXII.</i>	“Hifal pegs” (40X) con colorante floxina.....	53
<i>Figura XXXIII.</i>	Queilocistidios lecitiformes (100X) con colorante floxina.....	54
<i>Figura XXXIV.</i>	Suprapillipelis tricodérmica (40X) con colorante floxina.....	54
<i>Figura XXXV.</i>	Cuerpos oleíferos en la suprapillipelis (100X) con colorante floxina.....	54
<i>Figura XXXVI.</i>	Desarrollo micelial en las placas 3 y 5 en medio de cultivo EMA al día 06 de aislamiento	59
<i>Figura XXXVII.</i>	Cepa del hongo comestible Qepatari en medio EMA ingresada al Cepario del CIPHAM.....	59
<i>Figura XXXVIII.</i>	Efecto del medio de cultivo en el crecimiento micelial.....	62
<i>Figura XXXIX.</i>	Efecto de la temperatura en el crecimiento micelial.....	63
<i>Figura XL.</i>	Efecto del medio de cultivo y la temperatura sobre el crecimiento micelial..	64
<i>Figura XLI.</i>	Velocidad de crecimiento promedio en función del medio de cultivo y la temperatura.....	65
<i>Figura XLII.</i>	Cinética del Crecimiento Micelial Lineal de <i>Lentinus sp. aff. levis</i> en sustratos lignocelulósicos.....	66
<i>Figura XLIII.</i>	Comparación de Medias del crecimiento micelial lineal en 05 sustratos lignocelulósicos.....	68
<i>Figura XLIV.</i>	Resultados del Análisis Físicoquímico de los Sustratos Lignocelulósicos..	98
<i>Figura XLV.</i>	Resultados del Análisis Físicoquímico del Carpóforo Silvestre	99
<i>Figura XLVI.</i>	Resultados del Análisis Físicoquímico del Carpóforo Cultivado en F1	100
<i>Figura XLVII.</i>	Resultados Del Análisis Físicoquímico del Carpóforo Cultivado En F3....	101
<i>Figura XLVIII.</i>	Resultados del Análisis Cromatográfico de Aminoácidos.....	102
<i>Figura XLIX.</i>	Resultados del Análisis Cromatográfico de Ácidos Grasos.....	103
<i>Figura L.</i>	Resultados del Análisis Cromatográfico de Azúcares Libres.....	104
<i>Figura LI.</i>	Certificado de la Determinación Taxonómica Molecular (a).....	105
<i>Figura LII.</i>	Certificado de la Determinación Taxonómica Molecular (b).....	106
<i>Figura LIII.</i>	Vista panorámica de la zona de colecta.....	107

<i>Figura LIV.</i>	Descendiendo al bosque relicto.....	107
<i>Figura LV.</i>	Hallazgo del hongo comestible Qepatari por Hans, su habitual colector y consumidor.....	108
<i>Figura LVI.</i>	Registro de temperatura y humedad relativa in situ.....	108
<i>Figura LVII.</i>	Colecta de carpóforos del Qepatari.....	109
<i>Figura LVIII.</i>	Aislamiento micelial in situ.....	109
<i>Figura LIX.</i>	Aislamiento micelial ex situ.....	109
<i>Figura LX.</i>	Descripción morfológica usando literatura especializada.....	110
<i>Figura LXI.</i>	Observación de estructuras en el esteroscopio.....	110
<i>Figura LXII.</i>	Preparación de diferentes medios de cultivo.....	111
<i>Figura LXIII.</i>	Toma de datos de las mediciones de crecimiento micelial.....	111
<i>Figura LXIV.</i>	Elaboración del spawn o semilla: inoculación de los granos de trigo con el micelio del hongo.....	112
<i>Figura LXV.</i>	Preparación de sustratos para la prueba de crecimiento lineal micelial en tubos (Test de Duncan).....	112
<i>Figura LXVI.</i>	Inoculación de los tubos de las 05 formulaciones de residuos lignocelulósicos con el micelio del hongo.....	113
<i>Figura LXVII.</i>	Medición de crecimiento lineal micelial.....	113
<i>Figura LXVIII.</i>	Desarrollo micelial en F1.....	114
<i>Figura LXIX.</i>	Preparación de sustratos para la siembra y fructificación del hongo comestible	
<i>Figura LXX.</i>	Pesado y embolsado de sustrato.....	114
<i>Figura LXXI.</i>	Incubación a 25°C de los sustratos inoculado.....	115
<i>Figura LXXII.</i>	Aparición de los primeros primordios en F1 en la Sala de Fructificación...	115
<i>Figura LXXIII.</i>	Desarrollo de carpóforos en las formulaciones F1 y F3.....	116
<i>Figura LXXIV.</i>	Cosecha de carpóforos de <i>Lentinus sp. aff. levis</i> (Qepatari).....	116
<i>Figura LXXV.</i>	Pesado de los carpóforos cultivados.....	117
<i>Figura LXXVI.</i>	Medición de los carpóforos cultivados.....	117
<i>Figura LXXVII.</i>	Muestras secas y molidas preparadas para el análisis fisicoquímico.....	118
<i>Figura LXXVIII.</i>	Muestras secas y molidas preparadas para el análisis cromatográfico....	118

INDICE DE TABLAS

Tabla 01.	Operacionalización de las variables.....	26
Tabla 02.	Promedios de Temperatura y Precipitación de la Estación Meteorológica Pampas (Periodo 2007-2015).....	31
Tabla 03.	Flora y Fauna representativa de la Zona de Estudio.....	33
Tabla 04.	Población del Área de Estudio por Provincia y Distrito.....	34
Tabla 05.	Formulaciones de sustratos lignocelulósicos a evaluar.....	40
Tabla 06.	Datos de Colecta.....	46
Tabla 07.	Principales diferencias morfológicas microscópicas entre <i>Lentinus levis</i> y el hongo Qepatari.....	55
Tabla 08.	Desarrollo del hongo Qepatari durante el aislamiento.....	55
Tabla 09.	Promedios de mediciones del crecimiento micelial de <i>Lentinus sp. aff. levis</i> en 04 medios de cultivo incubados a 20°, 25° y 30°C durante 06 días.....	60
Tabla 10.	Características morfológicas del crecimiento micelial de <i>Lentinus sp. aff. levis</i>	61
Tabla 11.	Resultados del Análisis de Covarianza (ANCOVA).....	61
Tabla 12.	Prueba de Tukey para el efecto del medio de cultivo sobre el crecimiento micelial.....	62
Tabla 13.	Prueba de Tukey para el efecto de la temperatura sobre el crecimiento micelial.....	63
Tabla 14.	Prueba de Tukey para el efecto del Medio de cultivo y la Temperatura sobre el desarrollo micelial.....	64
Tabla 15.	Mediciones diarias del crecimiento micelial lineal de <i>Lentinus sp. aff. levis</i> incubado a 25°C, por tipo de formulación lignocelulósica evaluada.....	66
Tabla 16.	Resultados del ANOVA.....	67
Tabla 17.	Prueba de Tukey para el efecto de la formulación lignocelulósica sobre el crecimiento micelial.....	67

Tabla 18.	Respuesta de las formulaciones a los procesos de incubación y fructificación.....	69
Tabla 19.	Pesos y tamaños de carpóforos cosechados de <i>Lentinus sp. aff. levis</i> por formulación.....	70
Tabla 20.	Promedio de los parámetros de productividad y ciclo de cultivo de <i>Lentinus sp. aff levis</i>	70
Tabla 21.	Diferencia de Medias por parámetro.....	71
Tabla 22.	Comparación de los resultados del Análisis Físicoquímico de los carpóforos silvestres y cultivados del Hongo Comestible Qepatari con otros hongos comerciales cultivados.....	72
Tabla 23.	Aminoácidos Esenciales y No Esenciales presentes en los carpóforos silvestres del Hongo Comestible Qepatari.....	74

LISTA DE ANEXOS

- ANEXO 1. Matriz de Consistencia
- ANEXO 2. Ficha de colecta
- ANEXO 3. Formulaciones de los medios de cultivo
- ANEXO 4. Resultados del Análisis Físicoquímico de los sustratos lignocelulósicos
- ANEXO 5. Resultados del Análisis Físicoquímico del carpóforo silvestre
- ANEXO 6. Resultados del Análisis Físicoquímico del carpóforo cultivado en F1
- ANEXO 7. Resultados del Análisis Físicoquímico del carpóforo cultivado en F3
- ANEXO 8. Resultados del Análisis Cromatográfico de aminoácidos
- ANEXO 9. Resultados del Análisis Cromatográfico de ácidos grasos
- ANEXO 10. Resultados del Análisis Cromatográfico de azúcares libres
- ANEXO 11. Certificado de la Determinación Taxonómica Molecular
- ANEXO 12. Panel Fotográfico

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se desarrolló entre enero del 2018 a octubre del 2019, iniciándose con la búsqueda y colecta de los carpóforos del hongo comestible Qepatari en la localidad de Río Blanco (Distrito Los Chankas-Apurímac), teniendo como objetivos determinar su posición taxonómica, obtener la cepa del hongo comestible, seleccionar el medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para su propagación vegetativa, determinar la formulación óptima de sustratos lignocelulósicos para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo y realizar el análisis bromatológico de los carpóforos silvestres y cultivados; para lo cual se efectuó la descripción cualitativa y cuantitativa de los caracteres morfológicos y moleculares del hongo, seguidamente el aislamiento de pseudotejido y su posterior caracterización en 04 medios nutritivos incubados a 20, 25 y 30 °C ; la formulación óptima de sustratos se realizó mediante el test de Duncan para el crecimiento micelial lineal, la siembra y obtención de carpóforos y la medición de los parámetros de productividad , todos los datos se procesaron mediante el ANOVA, ANCOVA y la diferencia de medias del programa SPSS 12.0.

La posición taxonómica del Qepatari corresponde al Orden Polyporales, familia Polyporaceae, género *Lentinus*, especie *Lentinus sp. aff. levis*, constituyendo un nuevo reporte para el Perú, el aislamiento por pseudotejido fue exitoso en medio de cultivo EMA, el micelio tuvo una óptima propagación vegetativa en el medio de cultivo PDA incubado a 25°C; la fórmula F3 compuesta por 80% de rastrojo de trigo + 20% de aserrín de Aliso con 1% de yeso del peso seco total, fue la que presentó mejores parámetros de productividad; finalmente los carpóforos silvestres de *Lentinus sp. aff. levis* contienen 8 aminoácidos esenciales como la alanina con 268.1mg/100 y la Lisina con 123.0mg/100, ácidos grasos como el ácido linoleico con 3.288 mg/100 y azúcares libres como fructosa y glucosa, así mismo junto con los carpóforos cultivados en F1 y F3, poseen mayores valores de ceniza, fibra y Calcio que *Lentinula edodes* y *Pleurotus ostreatus* y un contenido proteico equivalente a éstos.

Tanto el reporte de la comestibilidad del Qepatari y su cultivo vienen a ser nuevos aportes para la ciencia constituyendo una alternativa de obtención de alimentos concordante con el medio ambiente y resiliente frente el cambio climático.

PALABRAS CLAVE: hongos nutraceuticos, nativo, Río Pampas, Apurímac, bosque mesoandino.

ABSTRACT

The present research work was do between January 2018 and October 2019, beginning with the search and collection of the edible fungus Qepatari's carpophores in the town of Río Blanco (District Los Chankas-Apurímac) with the aim of determining its taxonomic position, obtaining the edible fungus strain, selecting the optimal solid culture medium and temperature for vegetative propagation, to determine the optimal formulation of lignocellulosic substrates for the production of fungal fruitful bodies and to perform bromatological analysis of wild and cultivated carpophores; for which the qualitative and quantitative description of the morphological and molecular characteristics of the fungus was carried out, followed by the isolation of pseudojeido and its subsequent characterization in 04 incubated nutrient media at 20°C, 25°C and 30°C ; the optimal formulation of substrates was carried out using the Duncan test for linear mycelial growth, sowing and obtaining carpophores and measuring productivity parameters , all data was processed using ANOVA, ANCOVA and mean difference of the SPSS 12.0 program. The taxonomic position of the Qepatari corresponds to the Order Polyporales, family Polyporaceae, genus *Lentinus*, species *Lentinus sp. aff levis*, constituting a new report for Peru, the isolation by pseudotissue was successful in EMA culture medium, the mycelium had an optimal vegetative propagation in the PDA culture medium incubated at 25°C; formula F3 composed of 80% wheat stubble + 20% Aliso sawdust with 1% plaster of the total dry weight, was the one that presented better productivity parameters; finally the wild carpophores of *Lentinus sp. aff. levis* contain 8 essential amino acids such as alanine with 268.1mg/100 and lysine with 123.0mg/100, fatty acids such as linoleic acid with 3,288 mg/100 and free sugars such as fructose and glucose, as well as carpophores grown in F1 and F3, have higher values of ash, fibre and calcium than *Lentinula edodes* and *Pleurotus ostreatus* and a protein content equivalent to these. Both the report on the edibility of the Qepatari and its cultivation are new contributions to science, constituting an environmentally compatible and climate-resilient alternative for obtaining food.

KEYWORDS: Nutraceutical fungi, native, Río Pampas, Apurímac, Mesoandean forest.

INTRODUCCIÓN

En la actualidad nuestro planeta viene atravesando un proceso de cambio climático que se refleja en las múltiples variaciones de los procesos periódicos meteorológicos y climáticos que ponen en riesgo al desarrollo sostenible y la seguridad alimentaria impactando seriamente en los ecosistemas, así como en la salud y la economía de las personas; las organizaciones como la FAO alertan de la urgencia de la diversificación y propuesta de nuevas alternativas de producción alimentaria como medidas de mitigación y resiliencia ante este fenómeno, así mismo respaldan el uso adecuado de la biodiversidad para la alimentación y la agricultura en los programas de nutrición, propendiendo su investigación, aplicación y la sensibilización respecto al consumo de las diferentes variedades, cultivares y razas de plantas y animales, así como de especies silvestres, marginadas e infrautilizadas. (FAO, 2016)

Por otro lado, la quema de desechos agrícolas, debido a una combustión inadecuada, libera extensas variedades de gases como CO, CO₂, gases reactivos y material particulado, contribuyendo con el 23% de las emisiones agregadas de quema de biomasa en todo el mundo ocasionando un grave impacto en la salud humana y el ambiente. (Ishwar & Ningombam, 2018)

Nuestro país conocido como megadiverso, posee una gran fuente de recursos naturales aun no estudiados como son los hongos alimenticios muy usados por las comunidades nativas andinas y selváticas desde tiempos ancestrales (Trutmann et al, 2012) siendo el Cusco una de las regiones con mayores reportes de micofagia en los andes del Perú hasta el momento (Chimey & Holgado, 2010). En la región Apurímac, aún no se han realizado estudios similares; por lo que el presente trabajo constituye el primer reporte de un hongo comestible para la zona como es el Qepatari, muy conocido en el valle del río Pampas (Provincia de Chincheros) que emerge durante la época lluviosa (febrero-marzo), principalmente en los bosques nativos mesoandinos de este valle como ocurre en la localidad de Río Blanco. Por lo que en el presente trabajo se realiza la determinación de la especie de este hongo utilizando la taxonomía convencional y molecular, además de su cultivo en residuos lignocelulósicos, finalmente se presentan los análisis fisicoquímicos efectuados a los carpóforos silvestres y cultivados, proporcionando así valiosa información nutricional, revalorando de esta manera su uso en la alimentación, constituyendo su cultivo una estrategia de seguridad alimentaria, saludable para el ambiente y para la población.

I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1 SITUACION PROBLEMÁTICA

Actualmente el cambio climático viene afectando al planeta impactando altamente en la seguridad alimentaria y el desarrollo sostenible (PMA, 2014), este fenómeno es causado principalmente por la emisión de gases de efecto invernadero, muchos de ellos originados por la quema de residuos lignocelulósicos (biomasa), que en el año 2014 a nivel mundial correspondió a 1.302.674 Tn de CO₂ eq. (FAO, 2016). Así mismo, para el año 2050 la demanda de alimentos se incrementará en un 60% aproximadamente, siendo necesario efectuar una revolución en los sistemas alimentarios y agrícolas buscando fuentes de alimento con una producción sostenible y resiliente (FAO, 2016).

Por otro lado, la ecorregión de selva alta, según Brack (2014) es un ecosistema susceptible a la reducción de sus bosques principalmente por la ocupación humana; así la localidad de Río Blanco y la mayoría de los distintos valles mesoandinos que subyacen a lo largo del valle del río Pampas y que pertenecen a dicha ecorregión, vienen atravesando una situación similar por la drástica disminución de numerosos bosques compuestos por especies como: *Alnus acuminata*, *Myrcianthes oreophila*, etc., en cuyos troncos emerge en la temporada de lluvias el hongo nativo conocido como “Qepatari” que a pesar de servir de sustento alimenticio a la población local y aledaña, es al día de hoy según los mismos pobladores, cada vez más difícil de encontrar, posiblemente por el deterioro paulatino de su hábitat corriendo el riesgo de desaparecer lo que implicaría la pérdida de una muy buena fuente de nutrientes, similares a los existentes en otros hongos comestibles y medicinales reportados a nivel mundial según Chang & Miles (2004) y Martínez et al (2010) y una opción alimenticia que podría contribuir a contrarrestar el problema alimentario global; de igual manera según Piepenbring (2015), la diversidad de hongos afronta pérdidas ocasionadas por el incremento de las actividades humanas, siendo necesario aumentar los esfuerzos de colecta y mayores estudios especialmente en zonas tropicales.

Finalmente esta especie de hongo nativo y comestible conocido como Qepatari, no cuenta aún con estudios de ningún tipo y mucho menos taxonómicos o de cultivo, siendo imperativo efectuar tales investigaciones para incrementar la importancia de este recurso biológico, contribuyendo así a la diversificación productiva, la oferta alimentaria, la puesta en valor de nuestra biodiversidad, así como el uso alternativo de los residuos lignocelulósicos de cosecha y carpintería evitando su quema y el sucesivo daño ambiental.

1.2 FORMULACION DEL PROBLEMA

1.2.1 PROBLEMA GENERAL

¿Cuál es la taxonomía del hongo comestible Qepatari de la localidad de Río Blanco – Apurímac, y será posible su cultivo en residuos lignocelulósicos?

1.2.2 PROBLEMA ESPECIFICOS

1. ¿Cuál es la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari?
2. ¿Será posible la obtención de la cepa del hongo en estudio?
3. ¿Cuál es el medio de cultivo sólido y la temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari?
4. ¿Cuál es la formulación de sustratos lignocelulósicos óptima para la obtención de cuerpos fructíferos?
5. ¿Cuál es la composición fisicoquímica de los carpóforos silvestres y cultivados?

1.3 JUSTIFICACION DE LA INVESTIGACION

1.3.1 Conveniencia

El lugar de procedencia natural del hongo Qepatari, se halla en un área poco accesible, sin embargo, se contó con el apoyo de la población local. Así mismo se tuvo acceso a las instalaciones del Laboratorio de Micología del Centro de Investigación y Producción de Hongos Alimenticios y Medicinales (CIPHAM) de la Escuela profesional de Biología que posee la infraestructura y los equipos necesarios para realizar la determinación taxonómica convencional así como las actividades esenciales del cultivo; igualmente para las pruebas iniciales de la fase de fructificación se adecuó un sector del Invernadero de la Escuela Profesional de Biología y para las pruebas finales de cultivo se acondicionó el ambiente 025 del CIPHAM ubicado en el sótano de la Escuela Profesional de Biología.

1.3.2 Relevancia social

Según Chang & Miles (2004) y Martínez et al (2010), los hongos comestibles poseen propiedades únicas y diferentes a las aportadas por otros alimentos ampliamente consumidos, ya que éstos constituyen un reino de la naturaleza independiente de las plantas y los animales; por lo que en base seca, los hongos comestibles son una buena fuente de proteínas (21.7-23.9%); altamente digestibles : 80-87%), con un balance adecuado de vitaminas (A, B1, B2, B6, B12, C, D2, D3, niacina, pro-vitamina D2), minerales (hierro, potasio, fósforo, cobre, selenio, calcio, magnesio, manganeso, zinc) y fibra dietética (47.3 g/100 g). Asimismo, tienen un bajo contenido de grasas (3.2%) y carbohidratos digeribles (1-5%). (Martínez et al, 2012).

El MINAM (2016), afirma que es un reto ambiental el poner en valor y al servicio de la gente la biodiversidad, calificándola como “activo para el desarrollo”, en tal sentido el conocer la taxonomía e importancia nutritiva del hongo comestible Qepatari contribuirá a optimizar el estado del conocimiento de la población respecto a su uso sostenible y la revaloración de los saberes etnomicológicos referidos a éste, fomentando su consumo lo cual repercutirá en una mejora de la calidad de vida, nutrición y estado de salud de la sociedad. De igual forma, al lograrse su cultivo, éste servirá de base para la creación y optimización de sistemas de cultivo de carácter transferible y replicable por la población, dándole utilidad a los residuos lignocelulósicos propios de sus cosechas, creando oportunidades de comercio y mejorando los ingresos económicos de los pobladores, los cuales tendrán acceso al hongo comestible en cualquier época del año, sin restringir su consumo únicamente a la temporada de lluvias,

incrementando las posibilidades de adquirir una alimentación saludable de manera continua y amigable con el medio ambiente.

1.3.3 Implicancias prácticas

En la “Agenda 2030” sobre el desarrollo sostenible y el Acuerdo de París sobre el cambio climático del año 2015, la comunidad internacional asumió la responsabilidad de construir un futuro sostenible consignando 17 Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS), dentro de los cuales se halla, en segundo lugar, el objetivo “hambre cero” que busca poner fin a este problema global, lograr la seguridad alimentaria, la mejora de la nutrición y promover la agricultura sostenible (PNUD, 2016); en relación a ello, el cultivo de hongos comestibles constituye una alternativa coayuvante al logro de este objetivo, pues la cadena agroalimentaria emergente de los hongos comestibles, funcionales y medicinales involucra procesos biotecnológicos rentables, controlados, intensivos, eficientes en la utilización de agua, adaptables al cambio climático (Martínez et al., 2012) , ya que es una forma de obtención de alimento nutritivo mediante un proceso de cultivo que implica la degradación o fermentación de residuos agroindustriales lignocelulósicos (rastrajo de trigo, bagazo de caña, cascarilla de café, chala de maíz, etc.), los cuales luego de su descomposición son transformados en compost que puede emplearse para fertilizar los terrenos agrícolas (Aguilar, 2001; citado por Romero et al, 2009). Debido a todos estos beneficios, el cultivo de hongos comestibles se ha incrementado considerablemente en los últimos años a nivel mundial y se prevé que la tendencia siga una línea ascendente (Roncero, 2015).

Así mismo el estudio taxonómico del hongo *Qepatari* y su cultivo, además de contribuir a diversificar la oferta alimentaria resiliente frente al cambio climático, constituye un motivo más para incentivar la conservación y manejo de las especies arbóreas de los bosques nativos en los que se desarrolla, propiciando su aprovechamiento sostenible, incentivando el cuidado necesario de estos ecosistemas frágiles y a la vez biodiversos.

1.3.4 Valor teórico

A nivel mundial, el estudio de los hongos comestibles ha cobrado gran interés en los últimos años, siendo México en Latinoamérica el país que más ha avanzado en este proceso obteniendo beneficios sociales, económicos, y ecológicos; es así que Martínez et al (2000) menciona que se lograron estos avances debido al esfuerzo conjunto de los sectores académico, social, y empresarial , trabajando en áreas prioritarias como la taxonomía clásica y molecular, la caracterización y mejoramiento genético, la fisiología, el valor nutricional, medicinal y el desarrollo de tecnologías de producción rural y comercial de hongos comestibles, todo ello con la finalidad de utilizar y reciclar a gran escala los

subproductos agrícolas locales; en base a ello, con la presente investigación se busca contribuir también al conocimiento científico y desarrollo de nuestro país con la puesta en valor del hongo nativo Qepatari cuyo consumo se reporta por primera vez para el Perú; siendo imperativo su estudio taxonómico descriptivo y molecular en una primera etapa, pues según Guzmán (1993) es fundamental que un hongo en estudio se determine taxonómicamente antes de ser cultivado, pues en base a ello se elegirán las técnicas que serán empleadas en su cultivo. Así mismo los hongos constituyen un componente vital en la estructura y funcionamiento de los ecosistemas, por las diversas funciones de tipo ecológico y fisiológico que ocupan como mediadores e integradores, contribuyendo al desarrollo de las poblaciones vegetales y particularmente al de las especies arbóreas (Cappello et al,2006), todo ello determina la importancia en cuanto al estudio de este hongo comestible que cumple un rol relevante guardando una estrecha relación ecológica con los bosques nativos de los cuales proviene ya que se muestra susceptible a la pérdida de los mismos. Finalmente de acuerdo a Piepenbring (2015), existe un número bajo de micólogos activos en los trópicos por lo que no existen inventarios completos de hongos; por lo tanto es importante mejorar y ampliar nuestro conocimiento sobre ellos para entender su diversidad, ecología y filogenia, encontrando así nuevas maneras de utilizarlos como recursos naturales conservando sus ecosistemas.

1.4 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACION

1.4.1 OBJETIVO GENERAL

- Determinar la Taxonomía del hongo comestible Qepatari de la localidad de Río Blanco - Apurímac y estudiar su cultivo en residuos lignocelulósicos.

1.4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Determinar la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari.
- b) Obtener la cepa del hongo en estudio.
- c) Seleccionar el medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari. productividad
- d) Determinar la formulación de sustratos lignocelulósicos más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos.
- e) Realizar el análisis fisicoquímico de los carpóforos silvestres y cultivados del hongo.

II. MARCO TEÓRICO CONCEPTUAL

2.1 BASES TEÓRICAS

2.2.1 Hongos

El término “Hongo” es más usado frecuentemente para describir la estructura reproductiva (cuerpo fructífero) de este organismo. Según Arora (1986) “los hongos no son ni plantas ni animales” pues no pueden fotosintetizar debido a que no contienen clorofila para ser los primeros, y les falta el sistema nervioso y otros órganos importantes, además de la motilidad para ser los segundos. Por su parte Deacon (2006) afirma que los hongos son heterótrofos con una forma de nutrición eficiente y particular por la que a través de la membrana celular, absorben compuestos orgánicos preformados como fuente de energía y de carbono como monosacáridos, aminoácidos y ácidos orgánicos; a partir de la degradación de compuestos más complejos, haciendo uso de exoenzimas que liberan al medio; realizando una digestión extracelular de éstos, lo que les permite utilizar un gran número de sustratos como nutrientes y fuente de energía. Por todo ello, se afirma que los hongos intervienen de forma activa en los ciclos del carbono y del nitrógeno y, por ende, en el reciclaje de nutrientes (Cepero et al, 2012). Numerosas especies de Basidiomycota y Ascomycota forman cuerpos fructíferos macroscópicos para su multiplicación sexual y dispersión por esporas (Piepenbring, 2015), éstas bajo condiciones óptimas tienden a germinar y constituir hifas, que en conjunto se denominan micelio, el cual asimila los nutrientes del sustrato y lo coloniza. Inicialmente el micelio es primario y luego por plasmogamia se transforma en micelio secundario, que al recibir estímulos de temperatura, humedad, etc, constituye primordios que posteriormente se diferencian en cuerpos fructíferos que producen esporas y las liberan reiniciando el ciclo. (Song, 2005).

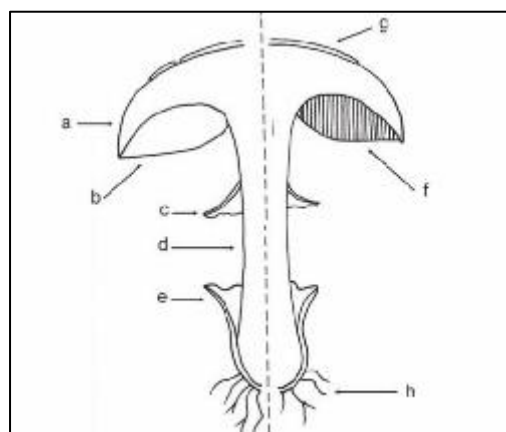


Figura 1. Estructura de un cuerpo fructífero agaricoide y boletoide. a) píleo, b) himenóforo lamelado, c) anillo, d) estípite, e) volva, f) himenóforo tunulado, g) restos de velo universal, h) micelio basal. Cepero et al (2012)

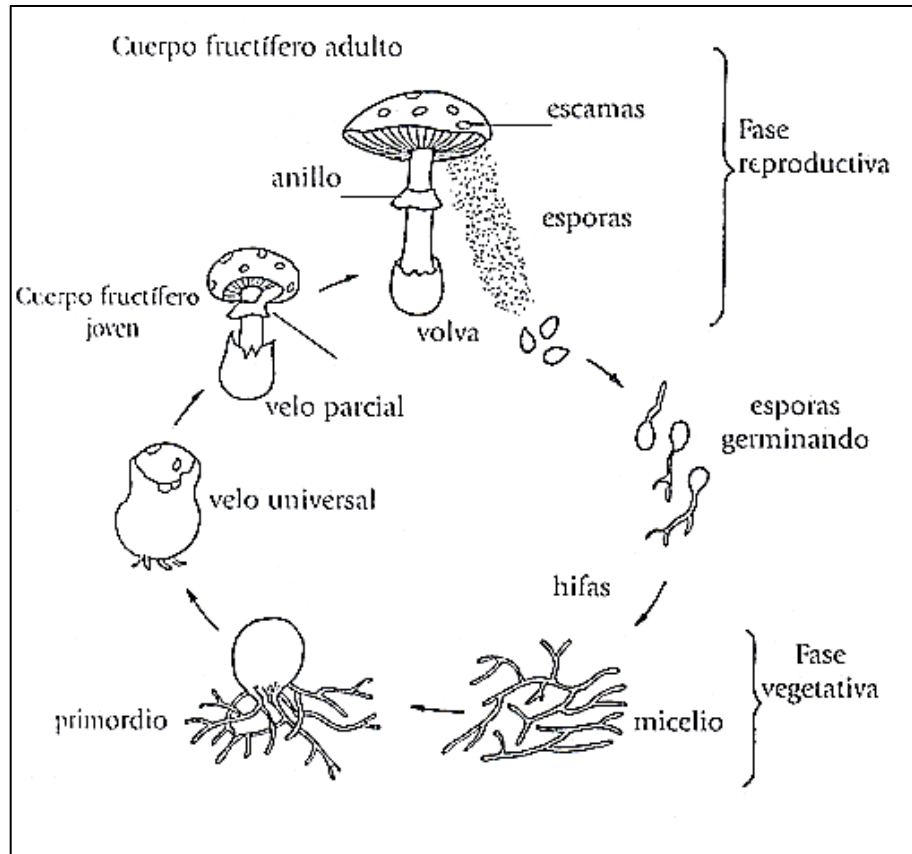


Figura II. Ciclo de vida de un macrohongo "sombrilla" del género Amanita (Basidiomycete) (Mata et al, 2003)

De acuerdo al sustrato en el que se desarrollan, los hongos pueden dividirse en 03 clases: hongos parásitos que crecen sobre otros organismos vivos produciendo enfermedades, los hongos saprofiticos que se alimentan de materia muerta o en descomposición (madera, humus, tierra, hierba, estiércol y otros desechos); y los hongos micorríticos que establecen relaciones simbióticas con plantas en su mayoría árboles (Arora, 1986).

Los hongos cumplen funciones ecológicas importantes como descomponedores de moléculas complejas de la materia orgánica y son pioneros en la colonización de sustratos estériles cuando forman líquenes por simbiosis con algas y/o cianobacterias; así mismo más del 80% de las plantas terrestres están micorrizadas obteniendo mejor absorción de nutrientes, y los hongos parásitos reducen la abundancia de especies dominantes de flora y fauna manteniendo la biodiversidad. (Piepenbring, 2015). Además muchos hongos sirven de hábitat de artrópodos y moluscos, así como de alimento para los animales y para el hombre (Quiñonez & Garza, 2015)

2.2.2 Hongos Comestibles

El Códex Alimentario (1981) afirma: “los hongos comestibles son los frutos de un grupo – fungi- que pueden desarrollarse de manera silvestre o que pueden ser cultivados, y que luego de una determinada elaboración se pueden consumir”.

De acuerdo a Piepenbring (2015), los hongos comestibles estuvieron presentes en la dieta del hombre recolector e incluso sus propiedades medicinales fueron conocidas por éste. En América, los hongos comestibles y alucinógenos formaron parte de las culturas precolombinas, como ocurrió en el Perú (Trutmann & Luque, 2012); y como ocurre hasta la actualidad en las regiones andinas y selváticas en su mayoría, donde existe un valioso acervo etnomicológico que toma cada vez mayor relevancia. (Pavlich, 2001) (Holgado et al, 2010) (Chimey & Holgado, 2010) (Trutmann et al 2012).

A nivel mundial, los hongos silvestres comestibles son recolectados para alimentación y para beneficio económico en más de 80 países (Boa, 2005) beneficiando en su mayoría a comunidades rurales de zonas tropicales y templadas, así mismo al día de hoy es posible encontrar en los mercados de los distintos países, a hongos cultivados producidos a partir de especies silvestres domesticadas (Marshall & Nair, 2009)

Los hongos aportan importantes nutrientes de utilidad al cuerpo humano, mediante estudios recientes se ha podido determinar que las especies comestibles pueden tener diferentes acciones terapéuticas, de entre las cuales las más comunes son: efecto antitumoral; inmunomodulatorio, hipocolesterolémico, antiviral, antibacteriano, antiparasitario, hepatoprotector y antidiabético. Al presente se han estudiado varias especies de hongos comestibles conociéndose muchos de sus compuestos con actividad antitumoral sobre algunos tipos de cáncer inducidos en ratones, sin embargo aún no se sabe cuál es su real eficacia ni los mecanismos de acción. Básicamente estos compuestos funcionan como inmunopotenciadores del propio sistema de inmunidad del organismo afectado (Albertó, 2008).

La etnomicología estudia las relaciones del hombre con los hongos en el contexto de las distintas culturas (Dugan (2011) citado por Piepenbring, 2015), este conocimiento micológico tradicional procedente de las comunidades locales fue originado a través del tiempo mediante la observación , el ensayo y el error, permitiéndoles conocer qué hongos son comestibles, medicinales, alucinógenos e incluso tóxicos; y hoy en día estos saberes , sientan las bases del proceso de aprovechamiento de los hongos silvestres (Garibay et al, 2010)

Finalmente, si se desea hacer colectas en campo y se carece de estos conocimientos micológicos tradicionales, es importante estar enteramente seguros de la comestibilidad de una especie silvestre y si hubiera duda es mejor solicitar la ayuda de un micólogo especialista que pueda determinar y certificar taxonómicamente el hongo en cuestión (Quiñones & Garza, 2015), pues existen especies comestibles y venenosas muy similares en su morfología que podrían crear confusión.

2.2.3 Cultivo de hongos comestibles

El micólogo argentino Albertó (2008) afirma que se cree que la producción de hongos es anterior a la era Cristiana pues *Ganoderma lucidum* (“Reishi” en Japón o “Ling Chi” hongo de la inmortalidad en China) se consumía en la era del primer emperador de china, aproximadamente 220 años antes de Cristo; así mismo señala que el primer registro escrito sobre el cultivo corresponde a *Auricularia aurícula* en el año 600 d.C, seguido de *Flamulina velutipes* en los años 800-900 d.C, los champiñones en el siglo XVII en Europa, *Lentinula edodes* entre 1000 y 1100 d.C y más recientemente *Pleurotus ostreatus* en el año 1900. Estas últimas 03 especies son en la actualidad las más difundidas en todo el mundo.

De acuerdo a Rodríguez (2005), la tecnología del cultivo de hongos llegó al continente americano entre los siglos XIX y XX estableciéndose los primeros centros de producción y emprendimientos, con énfasis en el cultivo del champiñón.

En la actualidad, la fungicultura viene crecido en línea ascendente posiblemente por el aumento del consumo de los hongos debido a un mayor conocimiento de sus propiedades nutraceuticas por parte de la población (Ronero, 2015); sin embargo, existen varias especies comestibles silvestres de elevada importancia gastronómica por sus propiedades organolépticas y nutricionales que aún no se comercializan a gran escala, ya sea por la falta de estudios referentes a su desarrollo o porque algunas son especies no cultivables (Cano & Romero, 2016); por lo que es importante realizar mayores colectas y ensayos de cultivo dada la expectante diversidad de hongos que existe en el planeta muchos de ellos con potencial alimenticio y medicinal que son utilizados a veces de manera aislada por poblaciones pequeñas.

Entre las ventajas del cultivo de hongos se puede mencionar que es una ocupación sostenible que colabora a reducir los niveles de vulnerabilidad a la pobreza fortaleciendo los medios de vida por la generación de ingresos de rápido rendimiento; además de producir un alimento nutritivo, es una actividad accesible y viable para habitantes rurales y peri-urbanos porque no requiere acceso a la tierra, mejorando la sostenibilidad de los sistemas agrícolas

mediante el reciclaje de residuos lignocelulósicos que finalmente podrán ser aprovechados como compost. (Marshall & Nair, 2009)

En la región Cusco particularmente desde el año 2012 y gracias al proyecto: “Cultivo orgánico de hongos nutraceuticos *Pleurotus spp.* (sach’a kallanpa) y *Lentinula edodes* (shiitake) en comunidades campesinas de Huayllay (Ccorcca), Harin (Calca) y San Nicolás de Bari (Anta) de la UNSAAC, se logró transferir la tecnología artesanal de cultivo de estas especies comestibles capacitando a estas poblaciones e iniciando así la expansión y acogida que tiene esta actividad actualmente en la región, contribuyendo al desarrollo económico y a la seguridad alimentaria local (Holgado et al, 2019b).

2.2.4 Etapas del cultivo de hongos comestibles

De acuerdo a las características de alimentación e interrelación de los hongos con su medio, las fases del cultivo pueden variar en algunos puntos de acuerdo a si los hongos a cultivar crecen de manera natural en compost o si lo hacen en sustratos lignocelulósicos, sin embargo, las etapas de cultivo según Chimey (2009) citado por Bautista & Sánchez (2011), son:

1) Aislamiento, Selección y Conservación de cepas

Consiste en la obtención de la cepa susceptible a ser cultivada, a partir de un proceso de aislamiento por medio de tejido o por germinación de esporada. Posteriormente la cepa se somete a distintas evaluaciones con la finalidad de definir su potencial de cultivo, así como a procedimientos de mejoramiento, preservación y conservación. (Gaitán et al, 2006) (Stamets & Chilton, 1983). Al día de hoy se pueden obtener cepas de hongo silvestres y comerciales de colecciones de cultivos fúngicos de instituciones nacionales e internacionales, tanto para producción como para investigación científica. (Albertó, 2008)

2) Producción de Spawn o “semilla”

Se refiere a la propagación o incremento de la biomasa micelial en granos de gramíneas, para que en la etapa de siembra puedan ser transferidos al sustrato final. La elaboración del spawn se realiza en dos etapas: Inóculo primario e inóculo secundario y es un proceso que requiere sumo cuidado en el empleo de los insumos y en su preparación para evitar la aparición de contaminantes. (Gaitán et al, 2006)

3) Preparación del sustrato

El sustrato es el soporte final donde el hongo efectuará su desarrollo y posterior fructificación. Esta etapa incluye de manera general: la selección y acopio del sustrato a emplear que dependerá de la especie a cultivar, la selección de la formulación adecuada, la fermentación

natural o anaerobia de ser el caso, finalmente el tratamiento térmico y/o esterilización química. (Sánchez & Royse, 2001)

4) Inoculación e incubación

Es la siembra del spawn en el sustrato de manera homogénea, posteriormente el sustrato inoculado será incubado por un periodo de tiempo y a una temperatura variable de acuerdo al tipo de hongo que se esté cultivando. (Sánchez & Royse, 2001)

5) Inducción a la fructificación

Es la variación de las condiciones ambientales específicas que originarán la aparición de los primeros primordios, en esta etapa el hongo pasará de la fase vegetativa a la fase reproductiva (Stamets & Chilton, 1983)

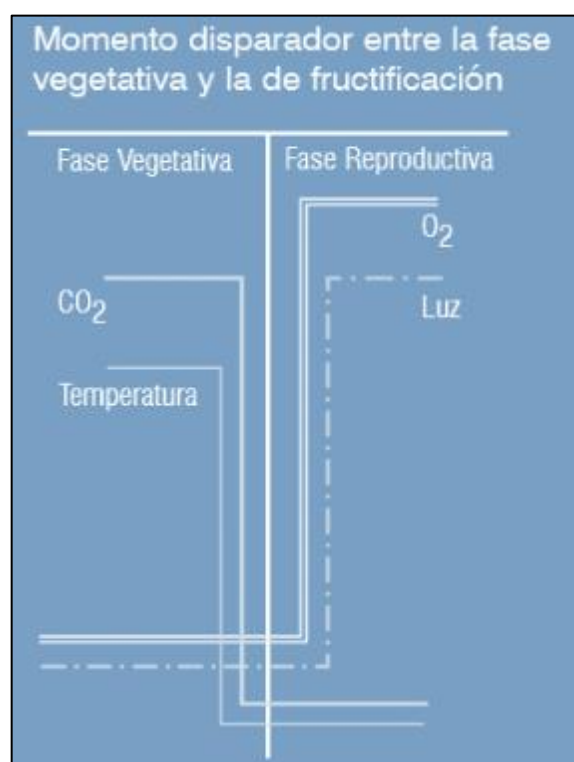


Figura III . Fases del crecimiento y fructificación de hongos comestibles

Fuente: Rodríguez, 2005

6) Cosecha

Consiste en el acopio de los cuerpos fructíferos que emergieron de los sustratos inoculados, se debe efectuar preferentemente antes de la producción de esporas cuando el sombrero se halla aun levemente convexo y sin los bordes arqueados para asegurar una mejor durabilidad postcosecha (Holgado et al, 2019a), en esta etapa es conveniente el uso de

maskarillas de protección para evitar alergias por la exposición constante a la masiva producción de esporas. (Albertó, 2008)

7) Evaluación de la producción

Es la evaluación de parámetros productivos para poder estimar la cantidad de hongos producidos en base a la cantidad de residuos lignocelulósicos empleados, así como el tiempo de producción óptima para la obtención de una determinada cosecha. Estos parámetros se presentan en términos de Eficiencia biológica (EB), Tasa de productividad (Tp), Rendimiento (R) (Bermúdez, 2007), y Ciclo de cultivo (Cc) (Jaramillo & Albertó, 2019).

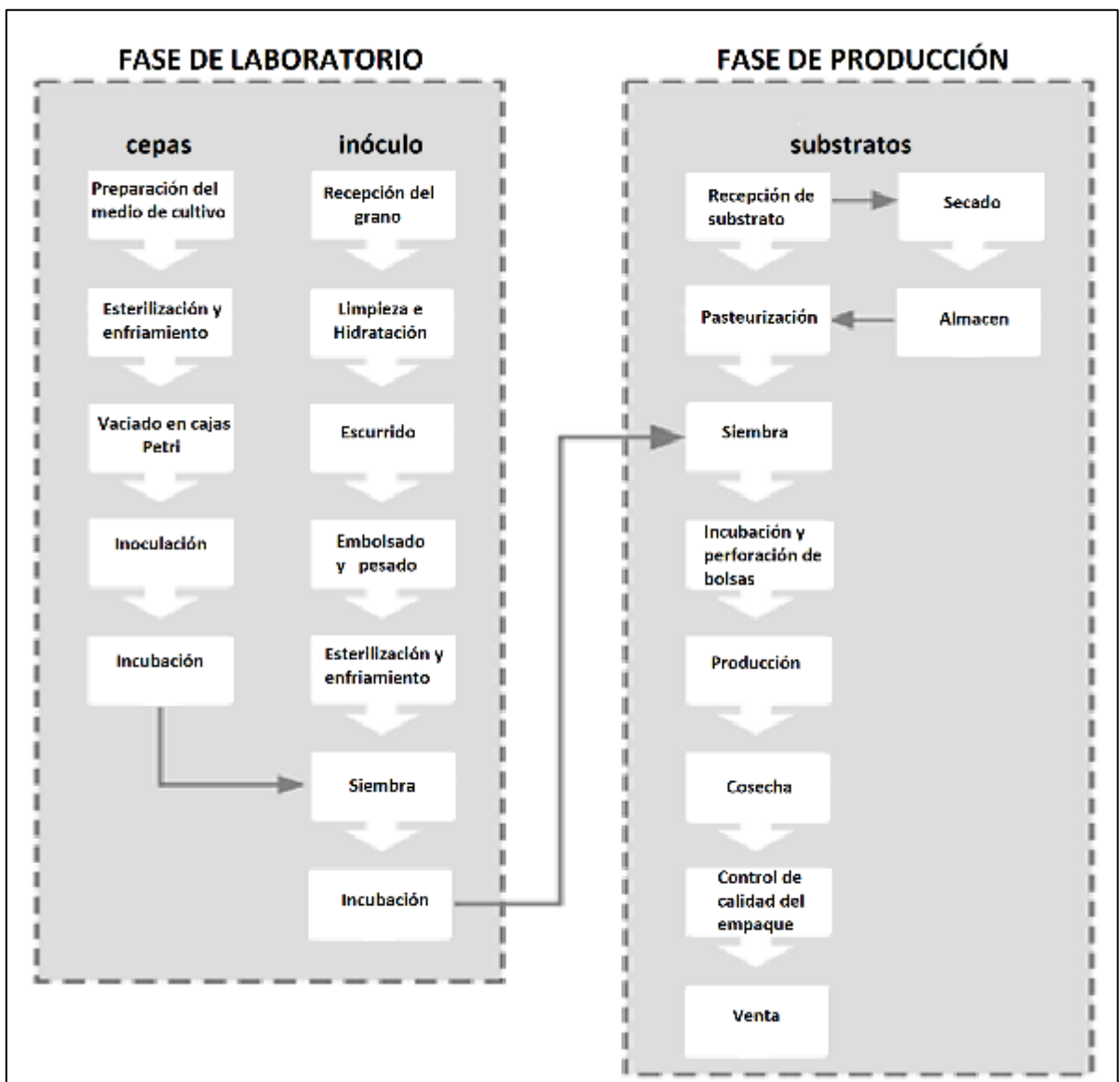


Figura IV: Diagrama de flujo que resumen el proceso general de producción del hongo Pleurotus a partir de una cepa. (Gaitán et al ,2006)

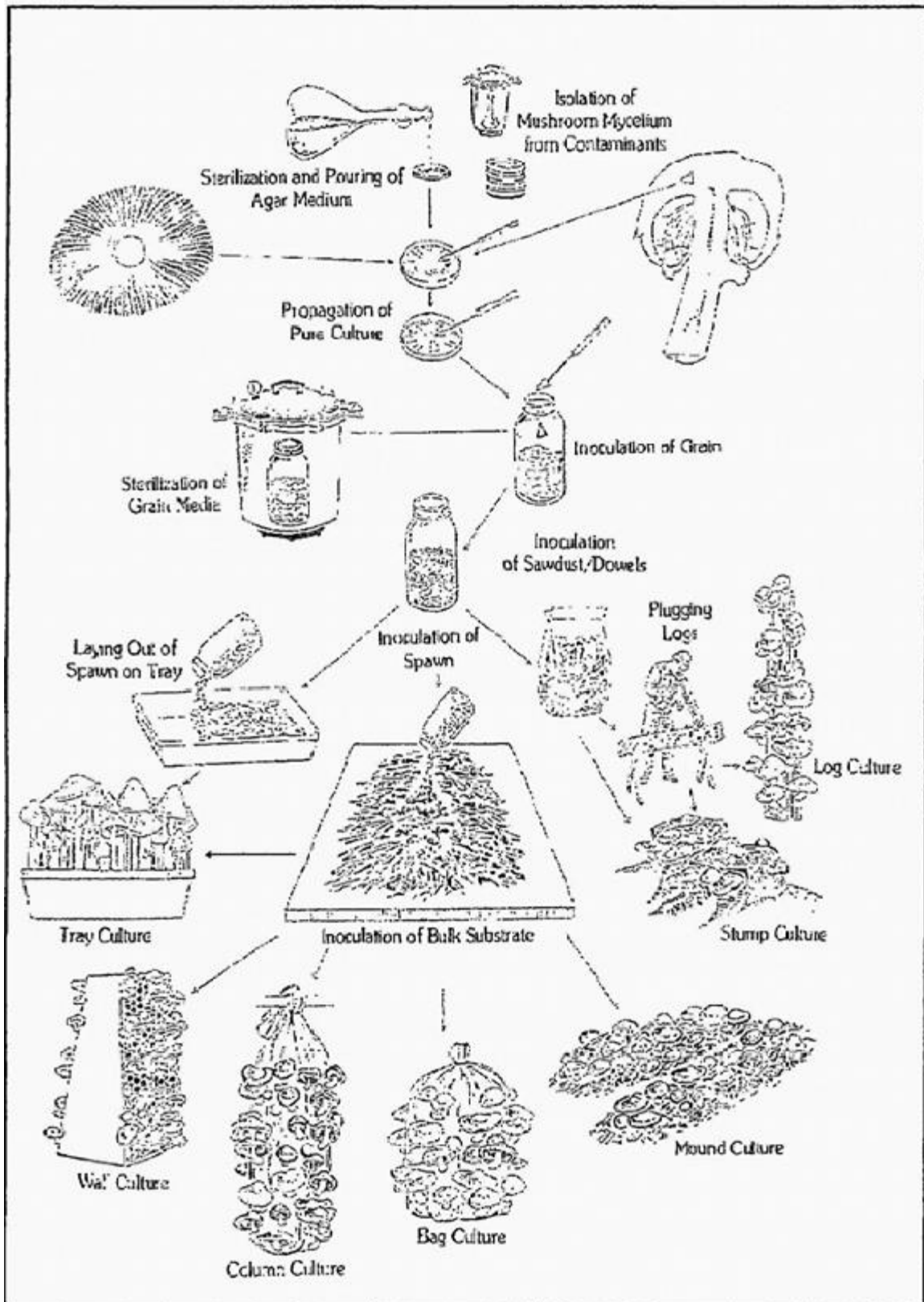


Figura V. Técnicas generales para el cultivo de hongos (Staments & Chilton, 1993)

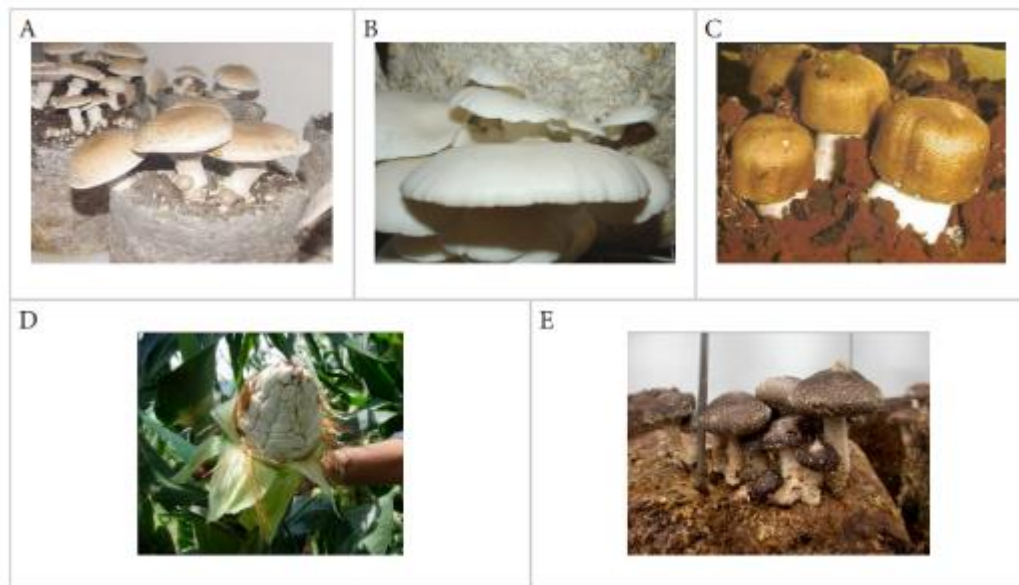


Figura VI . Hongos comestibles cultivados en iberoamérica: A) *Agaricus bisporus* (champiñón oscuro), B) *Pleurotus ostreatus* (setas), C) *Agaricus subrufescens* (cogumelo do sol), D) *Ustilago maydis* (cuitlacoche) (Sánchez & Mata, 2012).

2.2.5 Taxonomía

La Taxonomía es parte de la Sistemática, ciencia biológica que intenta construir clasificaciones de los seres vivos que reflejen sus orígenes, su evolución y su parentesco; en ocasiones la Nomenclatura, Taxonomía y Sistemática, se confunden o se citan indistintamente; sin embargo puntualmente la taxonomía se encarga de describir, identificar y clasificar a los organismos en un sistema jerarquizado e inclusivo, donde los niveles de este sistema se denominan categorías taxonómicas, éstas a su vez pueden estar incluidas unas dentro de otras, desde la categoría más fundamental (especie) hasta otras de mayor rango como género, familia, orden, clase, phylum (filo o división) y reino; así el incremento de la complejidad de las clasificaciones da paso a la aparición de categorías intermedias como subphylum, superclase, subclase, infraclase, superorden, suborden, superfamilia, subfamilia e incluso subespecie. Todas estas categorías taxonómicas y los elementos que contienen reciben el nombre genérico de taxones (Arija, 2012).

La taxonomía crea un marco organizativo que permite reconocer e interpretar la diversidad de los seres vivos, por lo que constituye la piedra angular de cualquier iniciativa de conservación (Pardos, 2004), otorgando elementos importantes para la cuantificación y evaluación de la biodiversidad, sobre todo a la hora de tomar decisiones de conservación o de establecer prioridades sobre actuaciones humanas de impacto medioambiental (Iriundo, 2000).

La actividad taxonómica también proporciona información relevante para cuantificar y evaluar el componente genético de la biodiversidad o la diversidad dentro de un determinado taxón, así permite conocer el rango de variación morfológica dentro de un taxón, la frecuencia relativa del mismo en determinados tipos de hábitat y la distribución geográfica. Esta información resulta valiosa para el diseño de estrategias de recolección de germoplasma y la determinación del grado de amenaza de taxones en peligro de extinción. Finalmente según Martínez (2015), los datos genéticos son evidencia relevante en la taxonomía, sin embargo no deben excluir otras líneas de evidencia al evaluar el estado taxonómico de una especie, por lo que el análisis taxonómico debe ser integral que incluya el estudio de Caracteres Morfológicos y Caracteres moleculares:

- Caracteres morfológicos: Son los caracteres empleados en la taxonomía de manera tradicional que involucran características cualitativas y cuantitativas (morfométricas).
- Caracteres moleculares: Son aquellos empleados para identificar especies que no pueden ser determinadas mediante únicamente la morfología (ejemplo: las especies crípticas). Su análisis conlleva la aplicación de técnicas moleculares como los métodos de secuenciación de ADN nuclear y mitocondrial, extracción proteica, enzimas de restricción métodos inmunológicos, métodos híbridos, Genómica, etc, que establecen relaciones entre los miembros de las diferentes categorías taxonómicas.

2.2.6 Taxonomía de los hongos

De acuerdo a Chang & Miles (2004); se conocían alrededor de 14.000 especies de hongos, que representaban el 10% de las especies estimadas. De éstos, alrededor del 50%, o 7000 especies eran consideradas como comestibles en distintos grados, y más de 3000 especies de 31 géneros, se consideraban los primeros champiñones comestibles. Hasta la fecha, sólo 200 de ellos son cultivados experimentalmente, 100 cultivadas económicamente, aproximadamente 60 cultivadas comercialmente, y alrededor de 10 han alcanzado la escala industrial de producción en muchos países.

“Los hongos a pesar de ocupar el segundo lugar en especies en la Tierra, después de los insectos, no han sido suficientemente tomados en cuenta en trabajos sobre biodiversidad (...), esta poca atención que han recibido se debe al bajo número de especialistas y de taxónomos y a su distribución geográfica irregular” (Guzmán, 1995).

De acuerdo a Cepero et al (2012), los criterios según los cuales se clasifican a los hongos, están todavía sujetos a discusión, por lo que no existe una

clasificación definitiva y aceptada por todos. Las características microscópicas se tienen muy en cuenta en las modernas clasificaciones y los recientes trabajos sobre biología molecular han provocado profundos cambios en la taxonomía.

Categoría	
Reino	La palabra que designa a un reino no tiene una terminación determinada
Subreino	Dikaria
Superfilo	Termina en mycotera
Filo	Termina en mycota
Subfilo	Termina en mycotina
Superclase	Termina en myceta o mycia
Clase	Termina en mycetes
Subclase	Termina en mycetidae
Orden	Termina en ales
Suborden	Termina en ineae
Familia	Termina en aceae
Género	No tiene terminación especial
Especie	No tiene terminación especial

Figura VII. Taxas que han sido empleados en Micología (Cepero et al, 2012).

Para la determinación taxonómica de los hongos se requiere la observación y medición de una serie de caracteres que según Arora (1986) vendrían a ser los siguientes:

1) Caracteres macroscópicos

- Talla, color, cambio de color, textura, olor y sabor, pileo, consistencia, lamelas, estípites, velo, anillo, volva, micelio, impresión y color de esporada, etc.

2) Caracteres microscópicos

- El tamaño de la espora, disposición de las hifas, estructura de la cutícula, forma y tamaño de los Cistidios, entre otros.

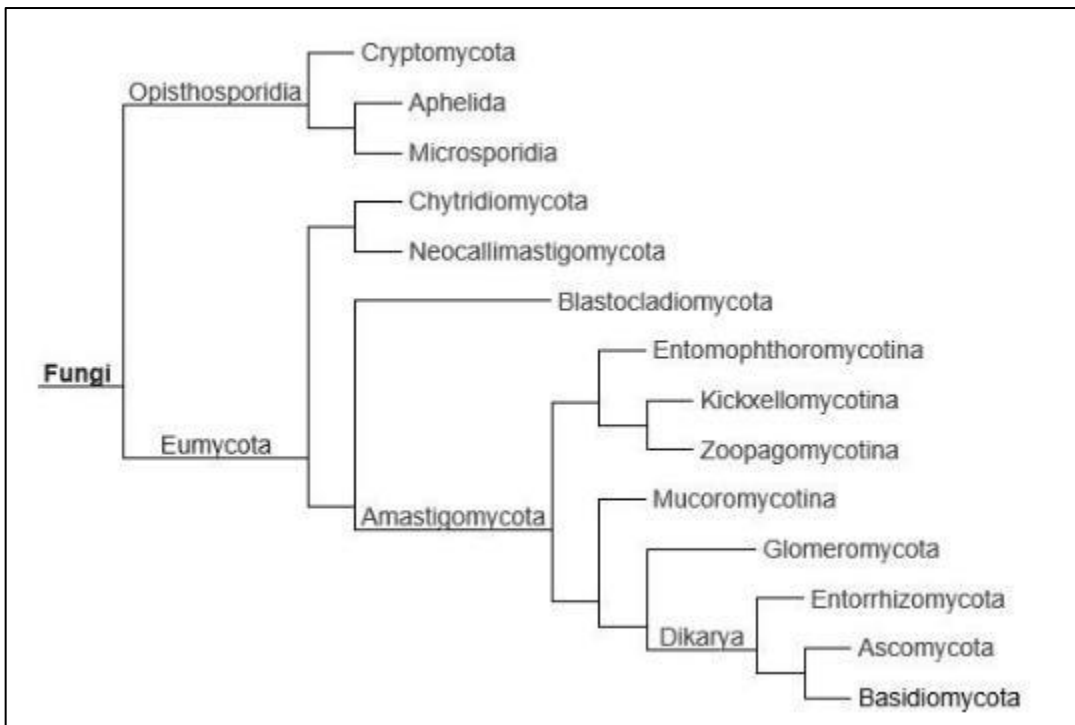


Figura VIII. Filogenia de los hongos (Cepero et al, 2012).

2.2.7 Basidiomycota

Los Basidiomycota son la división más grande del reino Fungi después de los Ascomycota (Piepenbring, 2015), incluye a los hongos que producen esporas sexuales en cuerpos fructíferos denominados basidiocarpos o basidiomas (basidion=base pequeña y basidio + karpos=fruto) (Sánchez & Royse, 2001). Están compuestos por hifas septadas y dicarióticas, con presencia de fíbulas, así como quitina en las paredes de las células.

Su reproducción puede ser asexual o sexual. El ciclo de vida de un basidiomiceto se inicia en las lamelas o túbulos del basidioma, con la formación de las basidioesporas que a su vez producirán hifas dicarióticas terminales cuyos núcleos se fusionan (cariogamia) y por meiosis originan 04 núcleos de diferente polaridad que pasarán a formar 04 esporas que al estar maduras son liberadas para su dispersión. Al hallar el sustrato idóneo con las condiciones de humedad y temperatura óptimas, las esporas generarán hifas que luego pasarán a constituir un micelio haploide monocariótico (fase vegetativa), éste al fusionarse con otro micelio haploide compatible y de distinta polaridad genera un micelio dicariótico diploide, el cual, en condiciones óptimas de temperatura, humedad y sustrato, dará origen al basidioma (Fase de fructificación). Lo basidiomycota están conformado en su mayoría por los

denominados macrohongos o setas, de diferentes tipos: comestibles, alucinógenas, tóxicas y fitopatógenas .

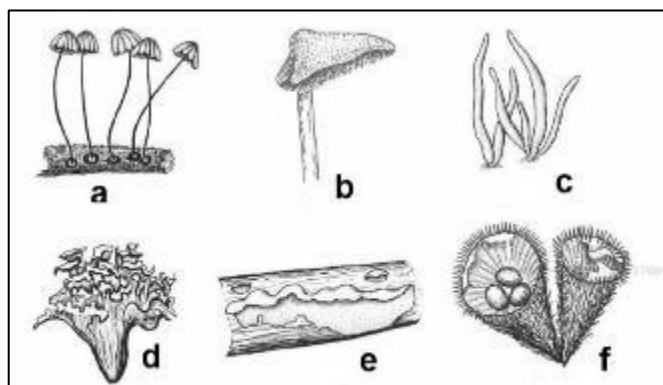


Figura IX : Tipos de cuerpos fructíferos de Basidiomycetes : a) agaricoide, b)hidniode c) clavarioide, d) coraloide, e) resupinado, f) gasteroide (Cepero et al, 2012)

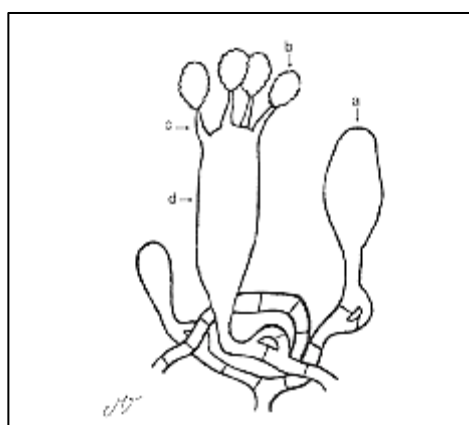


Figura X. A) Basidio en formación, b) basidiospora , c) esterigma, d) basidio (Cepero et al, 2012)

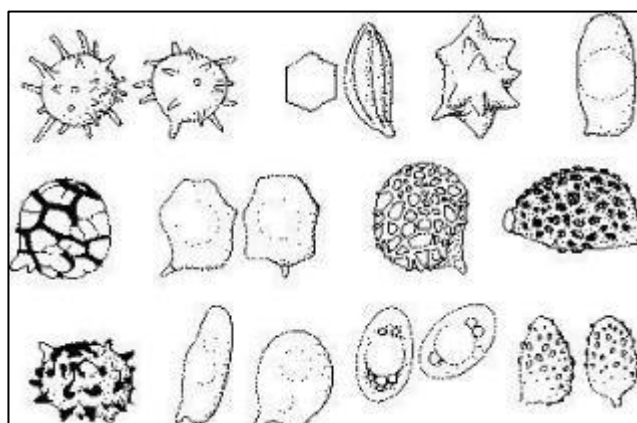


Figura XI. Diferentes tipos de basidiosporas (Cepero et al, 2012)

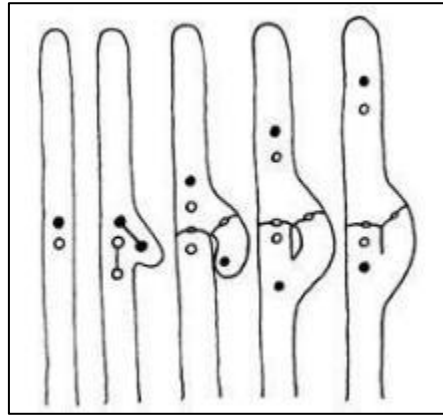


Figura XII. Formación y desarrollo de una fíbula (Cepero et al, 2012).

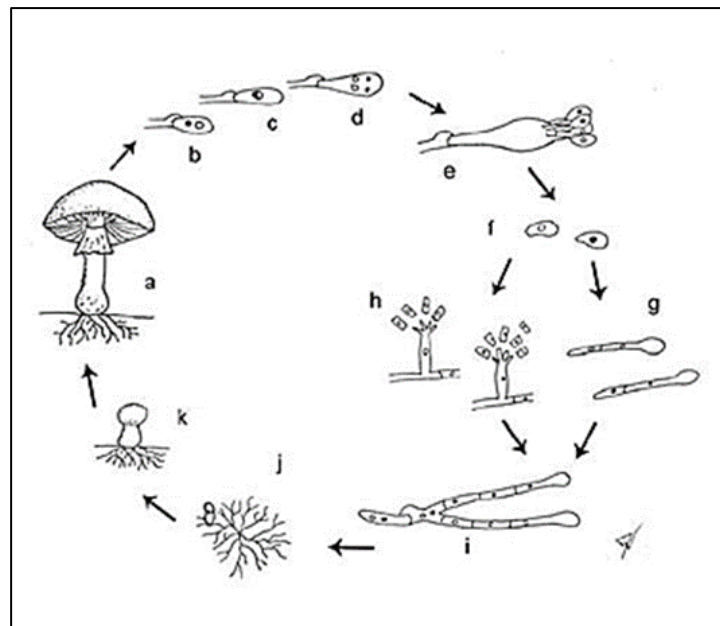


Figura XIII. Ciclo reproductivo de un hongo Agaricomycotina: a) basidiocarpo, b-e) Desarrollo del basidio: b) núcleos compatibles, c) cariogamia, d) meiosis, e) basidio con basidiosporas, f) basidiosporas, g) micelio primario, h) oidios, i) micelio secundario, j-k) micelio vegetativo con primordios (Cepero et al, 2012).

2.2.8 Residuos lignocelulósicos

Son todos aquellos restos de plantas provenientes de las actividades agrícolas, forestales y agroindustriales, que están formados mayoritariamente por polímeros presentes en la pared de las células como celulosa, hemicelulosa y sustancias pécticas que les otorgan soporte; así como lignina que les proporcionan rigidez y protección (Azcón-Bieto & Talón, 2001; Sin et al., 2002, citados por Omarini (2009)). El porcentaje de estos componentes hallados de

manera individual o combinada es altamente variable y depende del tipo de organismo, la edad y de su estado metabólico al momento de la extracción, así mismo el contenido de nitrógeno de estos residuos es mayormente muy bajo (Rajaratnam et al., 1992) ; y de manera general la lignina puede representar el 25 % de toda la biomasa lignocelulósica producida en el planeta, representando hasta el 40% de su peso seco total (Taiz & Zeiger, 2002). Para Sánchez (2004), la biomasa lignocelulósica representa una fuente abundante y renovable de sustratos que pueden ser transformados biológicamente en biomasa microbiana de elevado valor nutricional (como los hongos comestibles) siendo sus desechos reutilizados como fertilizantes orgánicos sin generar efluentes contaminantes.

2.2 ANTECEDENTES EMPÍRICOS DE LA INVESTIGACIÓN

2.2.1 Antecedentes Internacionales

Dávila L. 2017. Colectó basidiomas de *Lentinus crinitus* y los determinó como tales por taxonomía convencional y molecular con valores de identidad >98% en el análisis Blast de las secuencias consenso. Seguidamente aisló la cepa y efectuó su cultivo sobre residuos agroindustriales evaluando su crecimiento micelial en 07 tratamientos, evidenciando que su crecimiento esta correlacionado con la relación C/N, pues las combinaciones de los sustratos (T5:Cascarilla de arroz + Cáscara de naranja, T6: Cáscara de naranja + Salvado de arroz y T7: Cascarilla de arroz + Cáscara de naranja+ Salvado de arroz) que presentaron relaciones de C/N de 39.44, 35.00 y 38.881, y contenidos de Fósforo de 0.96, 0.25 y 0.73 %, respectivamente, mostraron el mejor crecimiento de la cepa de *L. crinitus*, siendo el tratamiento T5, el que presentó la mejor velocidad de crecimiento, seguido de T6 y T7 con valores de 0.0789 cm/h, 0.0753 cm/h y 0.0719 cm/h respctivamente. Posteriormente eligió a estos 03 últimos tratamientos y los sometió a procesos de fermentación líquida (FEL) y sólida (FES), sin embargo no logró la obtención de basidiomas pero comparó la bioactividad de los extractos miceliares obtenidos por FEL, los extractos de sustrato degradado por FES y los extractos de los basidiomas colectados, presentando estos últimos contenidos de proteína de 14.42 %, y de fibra de 57.18%, similares a los contenidos en el micelio obtenido por FEL.

Gonzales M. 2014. Realizó por primera vez el cultivo del hongo *Pleurotus dryinus* aislado del maguey a fin de obtener metabolitos secundarios, comparándolo con el cultivo de una cepa comercial de *Pleurotus pulmonarius*, para lo cual empleó como sustratos: el bagazo fermentado de las hojas del ágave mezclado con paja de cebada a distintas proporciones, y la paja de cebada pura como control; obteniendo una Eficiencia Biológica de 71.3 % para el hongo comercial y 64.6 % para *P. dryinus* en la mezcla bagazo de maguey-paja de cebada (1:1). Los tiempos de producción fueron más largos para *P. dryinus* (43 días para la primera

cosecha). Así mismo realizó la determinación taxonómica de los basidiomas obtenidos en cultivo mediante técnicas descriptivas de taxonomía convencional y análisis moleculares llegando a la conclusión de que el hongo en estudio pertenecía morfológicamente a la especie *Pleurotus dryinus*, mientras que molecularmente de acuerdo al análisis filogenético de las secuencias del hongo del ADN ribosomal nuclear se sitúa como *Pleurotus levis*, por lo que concluyó que el hongo del maguey pertenece a un complejo de dos especies siendo necesarios más estudios y colectas para obtener cepas, cultivarlas y realizar estudios morfológicos y moleculares con los cuerpos fructíferos obtenidos.

Camacho M. 2010. Efectuó el “Estudio taxonómico del complejo Pleurotus, Lentinus y Panus en México” examinando ejemplares de 10 instituciones entre herbarios y universidades nacionales e internacionales, hace énfasis en que históricamente las especies de Lentinus, Panus y Pleurotus se agrupaban en una entidad taxonómica en una sola familia, y muchas veces los límites entre los géneros no quedaban del todo claros, debido a sus similitudes morfológicas y a la gran variabilidad de sus especies; sin embargo menciona que con base en los resultados de Corner (1981) y Rune (1994) y los datos obtenidos en su trabajo, se apoya en lo propuesto por Hibbet y Vilgalys (1991-1993) y Thorn et al (2000), al estudiar las relaciones filogenéticas de Lentinus, Panus y Pleurotus utilizando datos moleculares, ya que este grupo es muy similar macromorfológicamente y se pueden separar en base a estructuras micromorfológicas, siendo las principales: las esporas, sistema hifal, pleurocistidios y “pegs hifales”; finalmente confirmó 07 especies para los géneros Pleurotus entre las que cita: *P. dryinus* y *P. levis*; 09 para el género Panus y 07 para el género Lentinus.

Omarini A. 2009. Investigó la producción intensiva sobre desechos lignocelulósicos, análisis nutricional y cualidades organolépticas de *Polyporus tenuiculus*, y evaluó la temperatura de incubación óptima para esta especie en medio de cultivo APG (Agar Papa Glucosado) midiendo el crecimiento vegetativo de 03 cepas con tres réplicas para cada una y a tres temperaturas distintas (20, 25 y 30°C), determinando que dos de las tres cepas ensayadas (ICFC 233/00 y 383/00), tuvieron un óptimo crecimiento del micelio a 25 °C y 30°C respectivamente, así mismo la cepa ICFC 383/00 tuvo la mayor velocidad de crecimiento con 6.21 mm/día. Seguidamente probó su cultivo en residuos lignocelulósicos como la paja de trigo y aserrín de sauce con y sin suplementar (PT, PTs, AS y AS1) siendo necesarios 60 días de incubación de los sustratos inoculados para obtener una matriz de micelio que permita la formación de un bloque compacto que no se disgregara al remover la bolsa cuando fueron pasados a la sala de fructificación, así mismo luego de 45 días de incubación observó la formación de manchas (“spots”) de color marrón oscuro en el 5 y el 70 % de la superficie de los bloques de

sustrato, similares a las manchas presentes durante esta misma etapa en *Lentinula edodes* (shiitake). El mejor rendimiento fue de 40% obtenido por la cepa ICFC 383/00 en la fórmula de aserrín de sauce suplementado con harina de soja y salvado de trigo (AS1). Obtuvo fructificaciones con desarrollo normal en relación a los especímenes silvestres y los valores promedios del diámetro del píleo incrementaron con la adición de mayor porcentaje de suplemento, los cosechados en AS2 fueron de mayor tamaño (8.10 cm. con 6.36 g. en promedio) y significativamente diferentes a los cosechados de AS1 (5.90 cm con 4.67 g.) y AS con promedio de 6.08 cm y 4.01 g. de peso. Posteriormente, hizo otro ensayo de cultivo de *P. tenuiculus*, utilizando residuos de la industria de los aceites esenciales de plantas como laurel, eucalipto y dos especies de orégano; requiriendo un tiempo de 12 y 14 días para desarrollar los primordios y un tiempo de recuperación mayor a 13 días entre cada oleada. El promedio de Eficiencia biológica fue mayor en los sustratos compuestos de *Origanum vulgare* y *Origanum xapplii* y el más bajo fue de 13,02 % en eucalipto; del mismo modo determinó un contenido de humedad promedio total de 91.67% y un mayor peso fresco promedio cosechado de 101,45 g. en sustrato compuesto por laurel y un peso menor en el sustrato compuesto por eucalipto (70.80 g.), así mismo el tamaño de los carpóforos fue mayor a 6.5 cm en el 33.3% de la producción de los sustratos de laurel y fueron < 5cm en el 77.5% de los de eucalipto.

2.2.2 Antecedentes Nacionales

Quispe A. (2018). Llevó a cabo el cultivo artesanal de dos cepas de la especie *Agaricus bisporus* (variedades blanca y marrón) evaluando su desarrollo en sustrato final (compost); realizó las etapas de inducción y fructificación en el distrito de San Jerónimo (Cusco), concluyendo que la formulación 03 conformada por Chala de maíz 54.19 %, Estiércol de cuy 24.63%, Gallinaza 19.70% y Yeso 1.48% fue la más óptima obteniendo un rendimiento de 10.650 kg/m², una Eficiencia Biológica de 21.300 %, y 0.16% de Producción diaria para la cepa CIPHAM 024; y un Rendimiento de 5.475 kg/m², una Eficiencia Biológica de 10.950%, y 0.355% de producción diaria para la cepa CIPHAM 023.

Holgado M. E. (2013) Efectuó el cultivo y fructificación de *Pleurotus ostreatus* y *Pleurotus djamor* en la comunidad de San Nicolás de Bari (Anta- Cusco) , determinando al medio de cultivo Agar Cerveza como el más óptimo para ambas especies con velocidades de crecimiento de 12.43 mm/día y 6.14 mm/ día a 25 °C respectivamente. El Tratamiento 4 (Chala de maíz + Rastrojo de trigo + rastrojo de kiwicha en proporción 1:1:1) fue el mejor para *Pleurotus ostreatus* con una EB de 156% y un rendimiento de 62.4%; así mismo el Tratamiento 2 (Chala de maiz + Rastrojo de kiwicha en proporción 1:1) fue el más óptimo

para *Pleurotus djamor* con una EB de 99.75% y un rendimiento de 39.9%; ambos tratamientos fueron pasteurizados mediante inmersión térmica.

Bautista N. & Sánchez R. (2011). Efectuaron el aislamiento de los cuerpos fructíferos del hongo *Pycnoporus sanguineus* para evaluar su actividad Leishmanicida en promastigotes de *Leishmania*, determinando el Agar extracto de malta (EMA) como medio sólido óptimo para la propagación del micelio vegetativo con una velocidad de crecimiento micelial de 11,7 mm/día; y el sustrato óptimo para la obtención de cuerpos fructíferos fue la formulación SAS que contenía 19 % de salvado de arroz + 80 % de aserrín + 1 % de yeso , el rendimiento obtenido en este sustrato fue de 41 ,98 %, la eficiencia biológica de 83,97 %, la tasa de producción de 0,23 y el Ciclo de cultivo fue de 376 días. Los primeros primordios aparecieron a los 181 días luego de la inoculación, el fructificación se produjo a una temperatura de 16 °C y una humedad relativa de 80%.

Mostajo M. (2004) Realizó el aislamiento del hongo comestible *Auricularia delicata*, a partir de basidiocarpos silvestres colectados del distrito de Maranura (Quillabamba-Cusco), el tiempo que demoró en desarrollar el micelio vegetativo luego del aislamiento fue de 72 a 96 horas, obteniendo 04 cepas. Posteriormente evaluó su desarrollo micelial en medios de cultivo y en residuos lignocelulósicos, hallando una óptima velocidad de crecimiento micelial de 12.4 mm/día en los medios Agar Maíz Levadura (AML) y Agar trigo Levadura (ATL). En relación a los residuos lignocelulósicos, determinó como mejor sustrato a la mezcla: rastrojo de maíz + coronta de maíz + 10% de cascarilla de trigo con una velocidad de crecimiento micelial de 11.6 mm/día, finalmente no obtuvo cuerpos fructíferos.

Quispe G. (2003) Aisló 04 cepas del hongo comestible *Pleurotus djamor* a partir de basidiocarpos silvestres del distrito de Maranura (Quillabamba-Cusco) evaluando su desarrollo micelial en 03 medios de cultivo, siendo el más óptimo el medio Agar trigo Levadura con una velocidad de crecimiento promedio de 6.62 mm/ día, secundado por el medio PDA con 5.35 mm/día y finalmente el medio Agar EMA con 3.75 mm/día.

III. HIPOTESIS Y VARIABLES

3.1 HIPOTESIS GENERAL.

El hongo comestible Qepatari de la localidad de Río Blanco – Apurímac, puede ser determinado taxonómicamente y cultivado en residuos lignocelulósicos.

3.2 HIPOTESIS ESPECIFICAS

- a) La posición taxonómica del hongo comestible Qepatari corresponde a la Clase Agaricomycetes, Orden Polyporales, Familia Polyporaceae.
- b) Se puede obtener la cepa del hongo en estudio a partir de pseudotejido
- c) Existe diferencia significativa en el crecimiento micelial del hongo comestible Qepatari en los medios de cultivo sólidos a distintas temperaturas.
- d) Existe diferencia significativa entre los parámetros de productividad de las formulaciones de sustratos lignocelulósicos evaluadas.
- e) Los carpóforos del hongo en estudio poseen altos valores nutricionales.

3.3 IDENTIFICACION DE VARIABLES

VARIABLES INDEPENDIENTES:

- Hongo comestible silvestre
- Temperatura
- Medios de Cultivo sólidos
- Sustratos lignocelulósicos

VARIABLES DEPENDIENTES:

- Caracteres taxonómicos
- Análisis fisicoquímico
- Cepa del hongo
- Crecimiento micelial
- Parámetros de productividad

3.4 OPERACIONALIZACION DE VARIABLES

Tabla 1

Operacionalización de las variables

VARIABLES	DEFINICIÓN CONCEPTUAL	DEFINICIÓN OPERACIONAL	DIMENSIONES	INDICADORES
-Hongo comestible	Es el fruto del grupo de organismos pertenecientes al Reino Fungi, que luego de una determinada elaboración se puede consumir. (Codex 2007)	Los hongos comestibles pueden ser silvestres o cultivados, su estudio inicia con el reporte de su comestibilidad, su determinación taxonómica, el análisis de sus propiedades nutraceuticas y de ser posible su domesticación mediante técnicas de cultivo.	-Hongos comestibles silvestres -Hongos comestibles cultivados	-Posición taxonómica -Propiedades nutraceuticas y organolépticas -Domesticación y cultivo -Productividad
-Temperatura	La temperatura es una magnitud física que indica la energía interna de un cuerpo, de un objeto o del medio ambiente en general, medida por un termómetro.	Los hongos comestibles de acuerdo a su especie o cepa, obtienen un óptimo crecimiento a una determinada temperatura.	-Temperatura in situ -Temperatura ex situ	-Temperatura ambiental -Temperatura óptima de crecimiento micelial -Temperatura óptima de fructificación.
-Medios de Cultivos	Un medio de cultivo es un conjunto de nutrientes, factores de crecimiento y otros componentes que crean las condiciones necesarias para el desarrollo de los microorganismos.	Para el desarrollo óptimo de los hongos en laboratorio se utilizan medios de cultivo específicos en muchos casos de acuerdo al tipo de hongo a cultivar.	-Medios de Cultivo Naturales -Medios de cultivo Sintéticos	- Desarrollo escaso, mediano o abundante del micelio del hongo
-Residuos lignocelulósicos	Son restos de materiales vegetales que poseen celulosa, hemicelulosa y lignina o la combinación de estos compuestos en su estructura.	Existen hongos comestibles que se cultivan y desarrollan en determinados tipos de residuos lignocelulósicos pues poseen una batería de enzimas capaces de degradarlos y nutrirse.	Tipos de residuos lignocelulósicos	-Aserrín de <i>Alnus acuminata</i> (lambras) -Rastrojo de trigo (<i>Triticum aestivum</i>) -Chala de maíz (<i>Zea mays</i>)

INDEPENDIENTES

DEPENDIENTES	- Caracteres taxonómicos	Son las distintas estructuras propias de un organismo que le permiten distinguirlo de otro a nivel de especie.	Los caracteres taxonómicos son herramientas para la clasificación de los organismos en taxones.	-Caracteres morfológicos -Caracteres moleculares	-Caracteres Macroscópicos y microscópicos. -Secuencias de ADN
	- Análisis fisicoquímico	Es la medición de las propiedades físicas y químicas de la materia en estudio.	Los hongos comestibles poseen propiedades físicas y químicas que varían de acuerdo al tipo de hongo, al tipo de sustrato donde se desarrollan y a los factores físicos de crecimiento.	Tipos de análisis fisicoquímicos	-Cantidad de proteína, grasas, carbohidratos, fibra, minerales, aminoácidos, ácidos grasos, azúcares, etc.
	- Cepa del hongo	Es el micelio que se desarrolla sobre un medio de cultivo y posee las características propias del individuo del cual se obtuvo.	Dependiendo del tipo y especie de hongo, la complejidad de la obtención y conservación de las cepas puede ser mayor. Son susceptibles a procesos de mejoramiento.	-Cepas obtenidas por aislamiento de pseudotejido -Cepas obtenidas por cultivo de esporas	-Adecuada caracterización: forma de crecimiento, colonización, color, presencia de exudados, etc.
	- Crecimiento micelial	Es el incremento lineal de hifas del hongo, logrando colonizar el medio o sustrato donde fue sembrado.	El crecimiento micelial varía de acuerdo a la cepa, tipo de medio o sustrato y a las condiciones ambientales de cultivo.	-Velocidad de crecimiento diametral -Velocidad de crecimiento lineal	-Milímetros por día
	- Parámetros de productividad de cultivo de hongos	Definen valores numéricos que permiten medir la capacidad productiva de una cepa o sustrato.	Son importantes porque permiten efectuar la selección de cepas y sustratos óptimos en base a su capacidad productiva.	-Rendimiento -Eficiencia Biológica -Tasa de Productividad	Número de oleadas, peso de cosechas, tiempo de producción, Ciclo de cultivo

Fuente: Elaboración propia en base al soporte teórico

IV. METODOLOGÍA

4.1. ÁMBITO DE ESTUDIO: LOCALIZACIÓN POLÍTICA Y GEOGRÁFICA

El presente trabajo se inició con el proceso de colecta del hongo comestible Qepatari que se llevó a cabo en la localidad de Río Blanco del Distrito Los Chankas de la Región Apurímac, posteriormente las fases de determinación taxonómica y cultivo se realizaron en la Ciudad Universitaria de Perayoc de la UNSAAC ubicada en el distrito, provincia y Región del Cusco, específicamente en las instalaciones del Laboratorio de Micología del Centro de Investigación y Producción de Hongos Alimenticios y Medicinales (CIPHAM) de la Facultad de Ciencias (Ambiente 024 del Pabellón de Control de Calidad); así mismo para las pruebas iniciales de la fase de fructificación, se adecuó un sector del Invernadero de la Escuela Profesional de Biología y para las pruebas finales de cultivo se acondicionó el ambiente 025 del CIPHAM ubicado en el sótano de la de la misma Escuela Profesional.

4.1.1 Descripción de la Zona de Colecta

4.1.1.1 Ubicación Política

La localidad de Río Blanco es la capital del distrito Los Chankas, creado el 14 de junio de 2016 mediante Ley N° 30455 e incorporado según D.S. N° 040-2016-PCM al ámbito de influencia del Valle de los Ríos Apurímac, Ene y Mantaro (VRAEM). Posee la siguiente ubicación política:

Región:	APURIMAC
Provincia:	CHINCHEROS
Distrito:	LOS CHANKAS
Localidad Capital:	RÍO BLANCO

El área de colecta limita políticamente por el Norte, Oeste y Sur con el Distrito de Huaccana de la Provincia de Chincheros y por el este con la Provincia de Vilcashuamán de la Región Ayacucho.

4.1.1.2 Ubicación Geográfica

Geográficamente la localidad de Río Blanco, se ubica en las coordenadas UTM 18L 626269.30 E - 8515470.70 S detrás de la Cordillera Oriental, a 2 035 metros de altitud, en la margen derecha del Valle del Río Pampas (Departamento Apurímac). Esta zona de acuerdo a Brack & Mendiola (2004) está incluida en la Ecoregión "Los Bosques de la Selva Alta" bajo la denominación de "Zonas Áridas del Mantaro, Apurímac y Pampas", cuya ubicación no permite la circulación de vientos húmedos del este por lo que son consideradas como las áreas más extensas y áridas de las vertientes orientales de nuestro país. *Figura XIV*. Mapa de Ubicación de la zona de colecta. *Figura XV*. Mapa del punto de muestreo (Páginas 28 y 29)

4.1.1.3 Ubicación Hidrográfica

La zona de estudio pertenece a la cuenca del río Pampas que a su vez desemboca en la cuenca del Río Apurímac de la Región Hidrográfica del Amazonas, Sistema Hidrográfico de la vertiente del Atlántico.

4.1.1.4 Accesibilidad

El acceso a la localidad de Río Blanco se efectuó por un desvío de la ruta nacional PE-3S (Carretera Longitudinal de la Sierra sector Andahuaylas-Ayacucho), de la Vía Interoceánica. Para llegar a la zona de colecta de utilizaron las vías de baja conectividad como carreteras sin asfaltar y caminos de herradura.

4.1.1.5 Clima

La localidad de Río Blanco cuenta con una Estación Meteorológica en reciente estado de remodelación denominada “Estación Pampas”, por lo que los datos obtenidos a continuación corresponden al último periodo continuo de 09 años registrado por el SENAMHI para dicha zona:

Tabla 2
Promedios de Temperatura y Precipitación de la Estación Meteorológica Pampas (Periodo 2007-2015)

MESES	TEMPERATURA(°C)	PRECIPITACIÓN (mm)
Enero	19.7	151.4
Febrero	19.7	127.4
Marzo	20.8	116.6
Abril	21.2	46.6
Mayo	21.0	10.5
Junio	20.4	0.3
Julio	22.3	4.0
Agosto	21.5	8.0
Setiembre	21.7	12.7
Octubre	23.6	37.7
Noviembre	23.7	69.1
Diciembre	22.2	118.7
TOTAL	-	703
PROMEDIO	21.5	-

Fuente: Senamhi, 2018

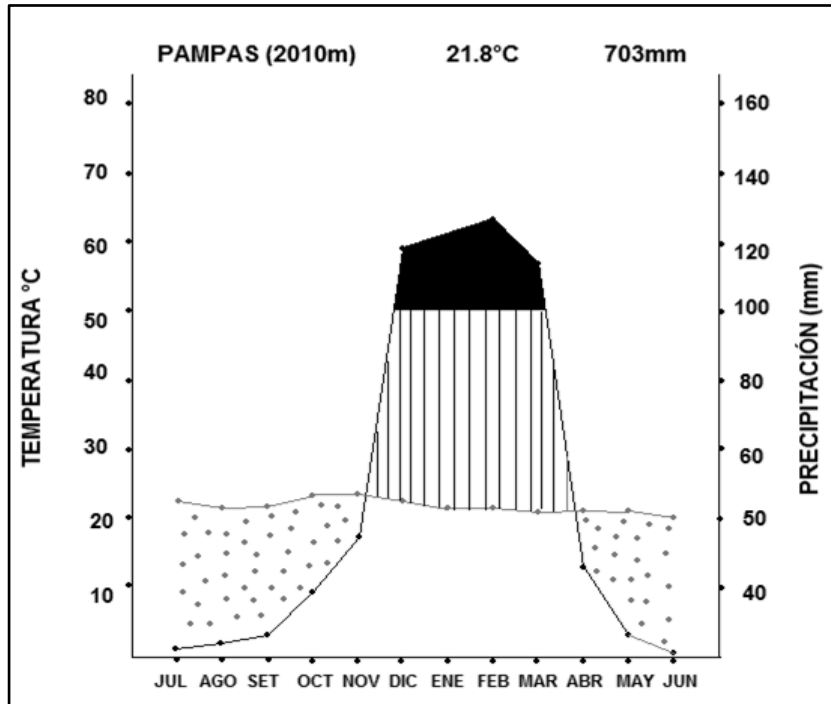


Figura XVI. Climatodiagrama de la Estación Pampas (Elaboración propia en base a datos del SENAMHI, 2018)

En la figura XVI, se observa la presencia de dos épocas bien definidas: una estación de secas y una estación de lluvias con precipitaciones entre los meses de noviembre a fines de marzo, registrando una intensidad acentuada de diciembre a poco antes del mes de abril, mes en el que inicia la estación de secas que culmina finalizando el mes de octubre.

Así mismo, la localidad de Río Blanco tiene una temperatura media anual de 21.8 °C y una precipitación anual de 703 mm, a su vez pertenece al ecosistema Bosque Seco Subtropical y de valle seco interandino (Linares, R. 2004), sin embargo la zona de colecta propiamente dicha por encontrarse a mayor altura se aproxima más al ecosistema Bosque húmedo Montano Bajo Subtropical (bh-MBS) con cobertura vegetal de Bosque relicto mesoandino (Br-me).

4.1.1.6 Flora y Fauna

Tabla 3

Flora y fauna representativa de la zona de estudio

FLORA		FAUNA	
Nombre científico	Nombre común	Nombre científico	Nombre común
<i>Schinus molle</i>	Molle	<i>Astroblepus spp.</i>	qaqas
<i>Eriotheca spp.</i>	Pati	<i>Rhinella spinulosa</i>	sapo
<i>Acacia spp.</i>	huarango	<i>Tachymenis peruviana</i>	culebra
<i>Nicotiana spp.</i>	-	<i>Proctoporus sp.</i>	lagartija, sucullucuy
<i>Puya herrerae</i>	achupalla	<i>Stenocercus apurimacus</i>	lagartija
<i>Kageneckia lanceolata</i>	lloque	<i>Liolaemus sp.</i>	lagartija
<i>Senna birostris</i>	mutuy	<i>Psittacara mitratus</i>	peqa lorucha
<i>Tillandsia spp.</i>	-	<i>Asthenes ottonis</i>	-
<i>Ipomoea spp.</i>	campanita	<i>Pyrrhomyias cinnamomeus</i>	-
<i>Escallonia myrtilloides</i>	t'asta	<i>Pachyramphus validus</i>	-
<i>Escallonia resinosa</i>	chachacomo	<i>Marganetta armata</i>	-
<i>Alnus acuminata</i>	Aliso, lambras	<i>Amazilia chionogaster</i>	qentecha
<i>Cedrella lilloi</i>	Cedro andino	<i>Lagidium peruanum</i>	vizcacha
<i>Myrcianthes oreophila</i>	unka	<i>Didelphis sp.</i>	jarachupa
<i>Caesalpinia spinosa</i>	tara	<i>Puma concolor</i>	puma
<i>Vallea stipularis</i>	ch'uyllur, chiclurmay,	<i>Leopardus pardalis</i>	oscollo
<i>Juglans neotropica</i>	nogal	<i>Lycalopex culpaeus</i>	zorro
<i>Gynoxis spp.</i>	-	<i>Mustela frenata</i>	comadreja
<i>Tecoma sambucifolia</i>	huanahuay	<i>Conepatus chinga</i>	zorrito

Fuente: Pérez, 2018

4.1.1.7 Población

Según el último Censo Nacional del 2017, el distrito Los Chankas posee los siguientes datos poblacionales:

Tabla 04

Población del Área de Estudio por Provincia y Distrito

DATOS	LUGAR	PROVINCIA DE CHINCHEROS	DISTRITO LOS CHANKAS
POBLACIÓN GENERAL	TOTAL	45347	1,051
	HOMBRES	22410	550
	MUJERES	22837	501

Fuente: INEI, 2017

4.1.1.8 Actividad Económica

El distrito Los Chankas con sus centros poblados Río Blanco, Sapichaca, Huamina, etc, tienen a la agricultura como principal actividad económica, predominando el cultivo de frutas en el piso de valle con producción de palta, mango, chirimoya, limón, paca, papaya, naranja, tuna, mandarina, granadilla, caña de azúcar, frejol, camote, yuca y maíz de grano duro. En la parte media y alta existen cultivos de papa, haba y maíz amiláceo. (Pérez, 2018)

4.2 TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACIÓN

4.2.1 Enfoque de la investigación

El enfoque de la presente investigación es cuantitativo efectuándose mediciones a través de diversos instrumentos de manera secuencial y generalizando resultados; en su mayoría se utilizó el método deductivo y en algunos casos las pruebas de hipótesis.

4.2.2 Alcance de la investigación

El alcance de la investigación es Descriptiva y Explicativa.

4.2.3 Diseño de la investigación

El diseño fue No Experimental en una primera fase, y Experimental en la siguiente.

4.3. UNIDAD DE ANÁLISIS

La unidad de análisis es el hongo comestible Qepatari, con los criterios de inclusión siguientes:

- Aquellos hongos que presenten los cuerpos fructíferos en condiciones óptimas para ser colectados y aislados.
- Los cuerpos fructíferos en condiciones óptimas de maduración y con la mayor cantidad de caracteres taxonómicos definidos.

4.4. POBLACIÓN DE ESTUDIO

Todos los cuerpos fructíferos del hongo comestible Qepatari.

4.5. TAMAÑO DE MUESTRA

La muestra es de tipo censal.

4.6. TÉCNICAS DE RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN E INSTRUMENTOS DE INVESTIGACIÓN

Se hizo uso de la observación, el registro de datos y la medición, a través de los siguientes procesos:

4.6.1 Determinación de la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari

4.6.1.1 Colecta

Este proceso se desarrolló mediante la búsqueda intensiva de los basidiocarpos del hongo comestible en los bosques mesoandinos de la localidad de Río Blanco, de dos formas:

- a) Para la determinación taxonómica, se registraron los caracteres y parámetros según la Ficha de Colecta (Anexo II), finalmente con la ayuda de una navaja se extrajeron los carpóforos del sustrato y se almacenaron en táperes de plástico para su traslado.
- b) Para el aislamiento micelial y la posterior obtención de la cepa, se seleccionaron los carpóforos más limpios, sin contaminantes visibles y de mayor calidad en cuanto a tamaño, color, forma o cualquier otra característica deseada (Sánchez & Royse, 2001) y se colectaron en frascos de vidrio estériles

4.6.1.2 Determinación Taxonómica convencional.

Se llevó a cabo registrando in-situ cada detalle visible de acuerdo a Wright & Albertó (2002), Wright & Albertó (2006), Franco et al (2005) y posteriormente se prosiguió con la descripción macroscópica y microscópica en el laboratorio de Micología del CIPHAM, donde inicialmente se pesaron y midieron los carpóforos, luego se realizaron los cortes sagitales y transversales para efectuar las observaciones taxonómicas en microscopio y esteroscopio, la tinción de

estructuras se llevó a cabo con los colorantes y reactivos: floxina, Melzer, yodo, KOH y azul de lactofenol; la descripción de los colores se definió de acuerdo al Methuen Handbook of Colour de Kernerup & Wanscher (1978).

Para la observación de estructuras se empleó bibliografía especializada y claves dicotómicas como: Wright & Albertó (2006), Wright & Albertó (2002), Largent & Baroni (1988), Arora (1986), Largent et al (1977), Stuntz (1977).; y se estableció la posición taxonómica en base a Piepenbring (2015)

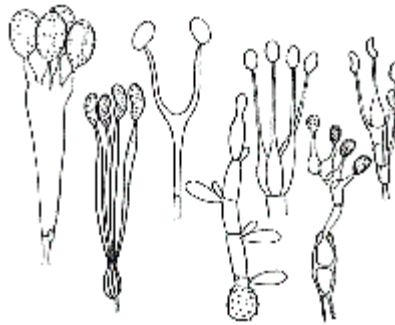


Figura XVII. Tipos de basidios (Cepero et al, 2012)

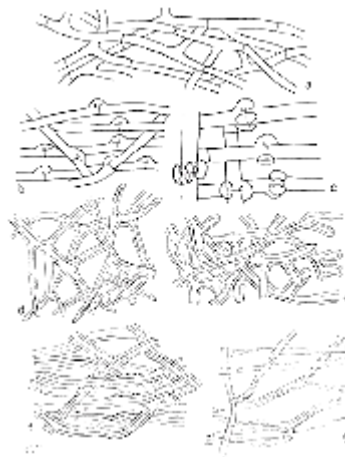


Figura XVIII. Tipos de hifas en basidiomicetos. a) b), c) hifas generativas; d) y e) hifas esqueléticas; f) y g) hifas ligativas o de unión. (Cepero et al, 2012)



Figura XIX. Tipos de Suprapellis: A) Empalizada, B) Empalizada tridodérmica, C y D) Tricodérmica (Largent et al,1977)

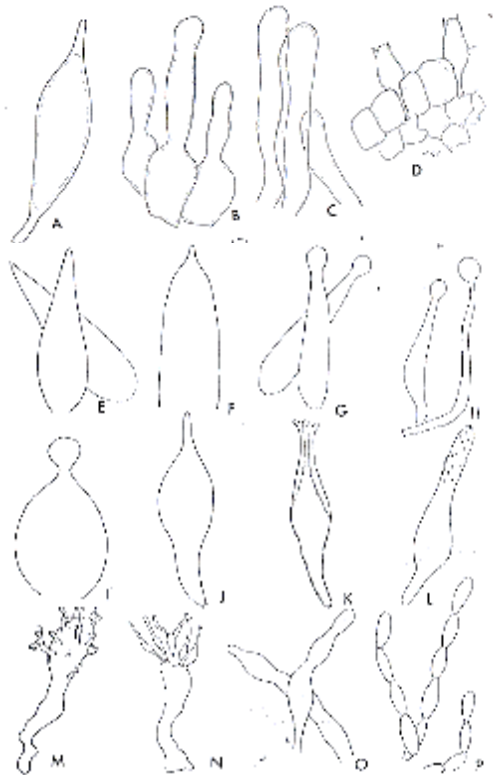


Figura XX. Tipos y formas de cistidios: a y b) leptocistidios Ventricosos-Rostrados, c) leptocistidios clavados, d) braquicistidios, e) clavado inverso, f) acicular, g) capitulado, h) tibiforme, i) lecitiforme, j) digitado, k) cornado, l) equinado, m) Diverticulado, n) cerdado, o) estrangulado, p) moniliforme.(Largent et al,1977)

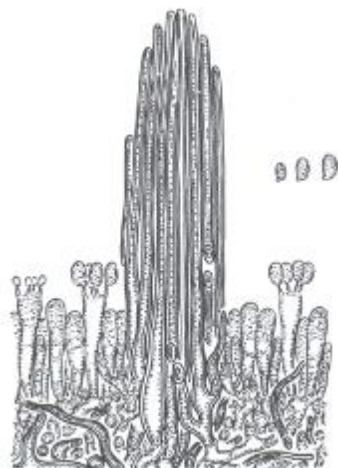


Figura XXI. “Hiphal pegs”, compuesto de pequeñas hifas esqueléticas, esporas (X 1000) (Largent et al,1977)

4.6.1.3 Determinación Taxonómica molecular

Se enviaron muestras secas del hongo Qepatari al Department of Molecular Phylogenetics and Evolution of the Research Center Biological and Chemical de la Universidad de Varsovia (Polonia) donde la Dra. Marta Wrzosek realizó los análisis moleculares mediante la Amplificación y secuenciación de ADN de los carpóforos utilizando los oligonucleótidos universales para hongos: ITS1 y ITS4. (Anexo XI)

4.6.2 Obtención de la cepa

4.6.2.1 Aislamiento del hongo comestible

El aislamiento micelial del hongo comestible se efectuó inicialmente in situ (en el campamento de colecta) y luego en las instalaciones del CIPHAM siguiendo los procedimientos de Sánchez & Royse (2001) y León-Avenida et al (2013). Se utilizaron 12 placas Petri: 06 con Papa Dextrosa Agar (PDA) y 06 con Extracto de Malta Agar (EMA) que se incubaron a 25°C por dos semanas revisando frecuentemente el crecimiento micelial y eliminando las placas contaminadas. Seguidamente se realizaron los repiques correspondientes para la limpieza de la cepa, finalmente se seleccionaron los cultivos puros de mejor apariencia y se transfirieron a placas Petri con EMA para su conservación e ingreso en el cepario del CIPHAM.

4.6.3 Selección del medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari

Para este proceso se emplearon cuatro medios de cultivo: Agar Maíz (AM), Agar Salvado de trigo (AST), Papa Dextrosa Agar (PDA) y Extracto

de Malta Agar (EMA), evaluándose cuatro réplicas por medio y a 03 temperaturas diferentes de incubación: 20°C, 25°C y 30°C (Omarini, 2009). Posteriormente un disco de 10mm proveniente de un cultivo incubado por 8 días a 25°C en EMA, fue inoculado en el centro de cada placa. Con la ayuda de un vernier, se registró el diámetro de la colonia cada 24 horas en dos direcciones perpendiculares hasta que el micelio terminó de cubrir la superficie de la placa Petri.

Para el procesamiento de datos se consideraron 05 días (excluyendo el día de inicio del experimento) antes de que el micelio de alguna placa detuviera su crecimiento diametral por completar la colonización (Omarini, 2009); con los datos se halló la velocidad de crecimiento promedio y se realizó un ANCOVA (Análisis de Covarianza) para ver si existe diferencia significativa entre los distintos tratamientos a distintas temperaturas y finalmente la Prueba de Tukey para hallar subgrupos de similitud.

$$\text{Velocidad de Crecimiento Promedio} = \frac{Df - Di}{Tt}$$

Dónde: Df: Diámetro final
 Di: Diámetro inicial
 Tf: Tiempo total

4.6.4 Determinación de la formulación de sustratos lignocelulósicos más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo comestible Qepatari

4.6.4.1 Elaboración de semilla o spawn del hongo comestible

La semilla se preparó usando como soporte los granos de trigo (*Triticum aestivum*) de primera calidad, siguiendo el procedimiento señalado por Yamile & Fabio (2001) con algunas modificaciones:

- Seleccionar los granos de trigo.
- Lavar con abundante agua y a chorro continuo eliminando todas las impurezas.
- Hidratar haciendo un precocido de los granos por aproximadamente 20 minutos.
- Escurrir y extender por espacio de 30 minutos aproximadamente.

- Añadir 3g de Cal y 13 g de Yeso por Kg de trigo.
- Autoclavar a 121°C y 2 Bares de presión por un tiempo de 15 minutos, colocando los granos de trigo preparados en bolsas de prolipropileno.
- Inocular los granos de trigo estériles en una Cámara de Flujo Laminar, colocando fragmentos de aproximadamente 2.5 cm de micelio.
- Llevar las bolsas a incubación a 25°C en completa oscuridad hasta que el micelio hubo cubierto todos los granos de acuerdo a López (2007).

4.6.4.2 Formulación y prueba de crecimiento lineal micelial en sustratos lignocelulósicos (Test de Duncan)

Se seleccionaron residuos lignocelulósicos tomando en cuenta el sustrato en el que el hongo fue hallado y su disponibilidad en nuestro medio, los cuales fueron analizados en el Laboratorio de Análisis Fisicoquímicos de la UNSAAC (Anexos V-X), para tener una referencia de la proporción de carbono-nitrógeno existente en cada sustrato. Luego, debido a la carencia de antecedentes de cultivo del Qepatari, se plantearon 05 fórmulas en base a las ya existentes para el cultivo de otros hongos comestibles comerciales lignocelulósicos afines como *Pleurotus ostreatus* y *Lentinula edodes*, para así poder analizar la preferencia de sustratos del hongo Qepatari.

Tabla 5

Formulaciones de sustratos lignocelulósicos a evaluar

Sustratos	Composición
F1	80% Aserrín de aliso + 20% Rastrojo de trigo (1% Yeso)
F2	80% Aserrín de eucalipto + 20% Rastrojo de trigo (1% Yeso)
F3	80% Rastrojo de trigo + 20% Aserrín de aliso (1% Yeso)
F4	80% Rastrojo de trigo + 20 % Aserrín de eucalipto (1% Yeso)
F5	Chala de Maíz (1% Yeso)

Fuente: Elaboración propia

Para optimizar tiempo y sustratos se realizó inicialmente el test de crecimiento micelial lineal propuesto por Duncan, 1997 (Citado por Curvetto, 2002) con algunas modificaciones; se utilizaron tubos de ensayo de 9cm de largo y 1.6 cm de diámetro, en los cuales se colocó cada formulación con 05 repeticiones cada una y fueron inoculados con

un disco de micelio de 1cm, cubriéndose cada extremo con tapones de algodón para ser llevados a incubación a 25°C.

Se efectuaron mediciones lineales diarias con un vernier hasta que el micelio hubiese invadido un largo de 7cm. Finalmente se procesaron los datos mediante un ANVA (Análisis de Varianza) y con la Prueba de Tukey se seleccionaron las formulaciones de los subgrupos con mejores medias y más similares entre sí para la siembra final.

4.6.4.3 Siembra y obtención de cuerpos fructíferos

a) Preparación de sustratos

Se seleccionaron las formulaciones con los mejores resultados del experimento anterior; el aserrín empleado tuvo partículas mayores a 5mm para evitar la falta de aireación del sustrato, las mezclas se hidrataron durante un día, añadiendo agua destilada hasta conseguir una hidratación del 65% , luego se agregó yeso en proporción de 1% del peso seco total (de cada formulación) para lograr un valor óptimo de pH del sustrato (Albertó 2008), finalmente se colocaron los sustratos en bolsas de polipropileno de 500 g. (Mushworld, 2005) y se autoclavaron por 2 horas a 121°C y 2 Bares de presión.

b) Inoculación

Las bolsas autoclavadas se enfriaron a temperatura ambiente, ya haciendo uso de una cámara de flujo laminar se procedió a la inoculación con 50g. de semilla por bolsa (Tasa de inoculación de 10 %) (Sánchez & Royse 2001), posteriormente fueron llevadas a incubación a 25°C en completa oscuridad para no inhibir el crecimiento micelial (Chang & Miles ,1989)

c) Inducción a la fructificación

El proceso de incubación finalizó a los 60 días teniendo como indicadores la completa invasión del micelio sobre el sustrato y que éste permaneciera consistente al retiro de la bolsa (Omarini, 2009). Seguidamente fueron llevadas al ambiente 025 del Sótano de la Facultad de Ciencias (Escuela Profesional de Biología), que fue específicamente acondicionado para este proceso, allí se procuró controlar la temperatura a 13°C (+/- 1°C), la humedad relativa de 90% (+/-5%) para lo cual se instaló un termohigrómetro y se realizaron riegos dos veces por día

mediante un pulverizador manual, también se mantuvo una ventilación de 2hr/día, a través de un ventilador conectado hacia una ventana del exterior; la iluminación se optimizó mediante lámparas fluorescentes encendidas 10-12 horas por día (Modificado de García, 2007). Luego de la aparición de los primeros primordios, la frecuencia de riego disminuyó a una vez por día.

Es muy importante señalar que antes que se pudieran estandarizar estos parámetros, se efectuaron pruebas piloto para inducir la fructificación del Qepatari (datos no mostrados) variando la humedad relativa y las temperaturas en un pequeño ambiente construido en el invernadero de la Escuela Profesional de Biología, ello permitió descartar algunos valores de temperatura y humedad, en base a lo cual se decidió finalmente elegir el ambiente 025 del Sótano de la Facultad de Ciencias y adaptarlo de acuerdo a los parámetros señalados.

d) Cosecha

Una vez dada la aparición y desarrollo de los cuerpos fructíferos del Qepatari, se realizó la cosecha de los carpóforos en forma manual y los ejemplares fueron pesados inmediatamente (frescos) de acuerdo a la numeración de las bolsas y la formulación de la que fueron recogidos, así mismo se tomaron las medidas del píleo principalmente (Staments & Chilton, 1993 y Fernández, 2005).

4.6.4.4 Evaluación de los parámetros de productividad

Con los datos obtenidos se procedió a hallar los parámetros de productividad:

Ciclo de cultivo (CC): Es la sumatoria de los días de incubación + los días de producción (Jaramillo & Albertó, 2019).

Rendimiento (R): Definido como la relación porcentual del peso de hongos frescos cosechados y el peso húmedo del sustrato. (Bermúdez et al, 2007)

$$R = \frac{\text{Peso de hongos frescos}}{\text{Peso del sustrato húmedo}} \times 100$$

Eficiencia biológica (EB): Es la relación porcentual del peso de hongos frescos cosechados y el peso seco del sustrato. (Bermúdez et al, 2007)

$$EB = \frac{\text{Peso de hongos frescos}}{\text{Peso del sustrato seco}} \times 100\%$$

Tasa de producción (TP): Es la relación porcentual de la eficiencia biológica y la sumatoria de los días de incubación + los días de producción (Jaramillo & Albertó, 2019).

$$TP = \frac{\text{Eficiencia Biológica \%}}{\text{Ciclo de cultivo}}$$

Se considera una producción aceptable y factible económicamente cuando resulta una Eficiencia Biológica (EB) mayor al 50 % (Guarín & Ramírez, 2004)

Para comprobar estadísticamente si existe o no variación significativa se realizó la prueba de diferencia de medias, que permitió establecer la igualdad o no entre los parámetros de Rendimiento (R), eficiencia biológica (EB), Tasa de producción (TP) y Ciclo de Cultivo.

4.6.5 Análisis Fisicoquímico

Una vez colectados los carpóforos silvestres y cultivados se pusieron a secar al ambiente por 03 días, luego fueron empacados en bolsas de polipropileno debidamente etiquetadas para ser llevadas al Laboratorio de Análisis Fisicoquímicos para efectuar la determinación de proteínas, carbohidratos, grasas, minerales, azúcares y ácidos grasos. Así mismo otras muestras de los carpóforos secos se molieron en un mortero de porcelana y fueron llevadas al Laboratorio de Análisis Cromatográficos para realizar la determinación de aminoácidos, azúcares y ácidos grasos. Ambos laboratorios pertenecen a la Unidad de Prestaciones de Servicios de la Escuela Profesional de Química de la UNSAAC.

4.7. Técnicas de análisis e interpretación de la información

Para el análisis estadístico de la información se utilizó el Análisis de Varianza (ANVA), el Análisis de Covarianza (ANCOVA) y la Prueba de Tukey para evaluar la similitud entre los subgrupos, el error empleado fue de 0.05 con una confianza del 95%. El análisis de los parámetros de productividad se hizo mediante la diferencia de medias para muestras (con 0.05 de nivel de error), dado que las 4 repeticiones están relacionadas con la

distintas formulaciones empleadas. Todos estos análisis se procesaron en el programa SPSS versión 12.0. , siguiendo las premisas:

$H_0 = H_1$ Se acepta la hipótesis nula \longrightarrow No existe diferencia significativa

$H_0 \neq H_1$ Se rechaza la hipótesis nula \longrightarrow Existe diferencia significativa

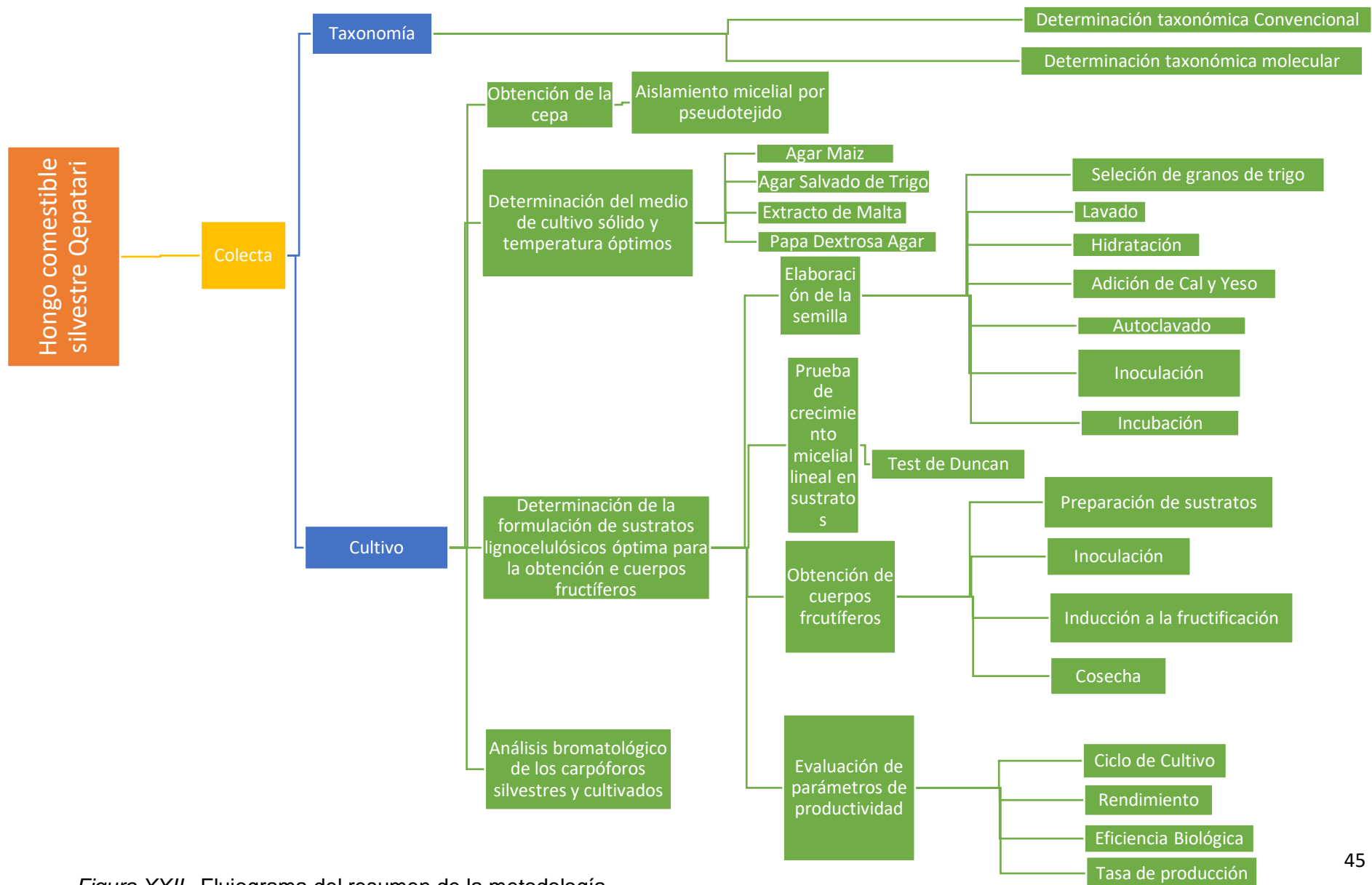


Figura XXII. Flujograma del resumen de la metodología

V. RESULTADOS

5.1 Determinación de la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari

5.1.1 Colecta del Hongo comestible Qepatari

Los carpóforos del hongo comestible Qepatari fueron hallados en las coordenadas UTM 632811 18L y 8514882 de la localidad de Río Blanco, a una altitud de 2884 metros. El hongo de hábitat lignocelulósico, se hallaba creciendo sobre troncos de *Alnus acuminata* (Lambras) y *Myrcianthes oreophila* (unka). Se colectaron 04 ejemplares, 03 en buen estado y 01 en el estadio final de desarrollo. Se registraron los siguientes parámetros y características in-situ:

Tabla 6
Datos de Colecta

Parámetros (Promedios)	Valor
T° Mínima:	13.1
T° Máxima:	13.9
HR Mínima:	65%-70%
	80%-85%
HR Máxima:	
Nubosidad:	60%-80%
Hábito:	Gregario, lignocelulósico
Hábitat:	Bosques con Troncos caídos y/o aún en pie
Estado del árbol:	Troncos degradados
Tipo de pudrición generada por el hongo:	Blanca
Peso de los carpóforos:	- Carpóforo 01: 205 gr. - Carpóforo 02: 185 gr. - Carpóforo 03: 120 gr - Carpóforo 04: 140 gr.
Tamaño total del carpóforo en relación al suelo	- Carpóforo 01: 23 cm - Carpóforo 02: 8 cm - Carpóforo 03: 26.9 cm - Carpóforo 04: 16 cm



Figura XXIII. Qepatari en tronco de *Alnus acuminata*

5.1.2 Caracteres Macroscópicos

Debido al estado óptimo en el que se hallaba, se eligió al carpóforo N° 03 como “tipo” para efectuar la descripción inicial como sigue:

- Referente al Píleo:

Altura:	62 mm
Forma:	Infundibuliforme, umbilicado
Longitud:	253 X 230 mm
Forma en vista apical:	circular u orbicular
Forma del margen en sección longitudinal:	plano o agudo
Tipo de margen:	ondulado
Superficie:	húmeda, velutina, color amarillo grisáceo (1B4) con escamas innatas pardo oliváceas (4D4) sólo hacia el centro.
Píleo al tacto o rasgado de cutícula	color amarillo mostaza 3B5 (al tacto)

- Referente al Contexto

Color:	amarillo pastel 1A4
Medida del margen:	2 mm
Medida hacia el centro:	12 mm
Consistencia:	túrgido

Sabor:	Fabáceo suave
Olor:	Cítrico al corte longitudinal, fragante

- Referente a las Laminillas

Inserción de laminilla:	arqueado-decurrentes con ligera anastomosis hacia la base
Espaciamiento de laminilla:	cercanas o próximas
Largo de laminilla:	126-65 mm
Ancho laminilla:	10-6 mm
Color y variaciones de color:	Sin cambios
Tipo de arista:	entero a finamente dentado
Cara de laminilla:	lustrosa un poco aguanosa
Color	amarillo pastel 1A4

- Referente al Estípite

Longitud del estípite:	207-60 mm
Diámetro:	15-22 mm
Inserción:	céntrico a semiexcéntrico
Forma en vista transversal:	erecto, circular
Forma del pie:	sub-bulboso
Superficie superior del pie:	Canaliculada, ligeramente pilosa
Superficie media del pie:	Canaliculada, ligeramente pilosa
Superficie inferior del pie:	Con gránulos, áspera, pilosa, lanuda
Ornamentación:	Escabrosa
Color:	amarillo pastel 1A4
Consistencia:	fibrosa
Carne del pie:	Sólida
Velo:	parcial interno (angiogimnocárpico)
Hábito de crecimiento:	gregario

5.1.3 Caracteres Microscópicos

Color de Esporada:	Blanca
Esporas	Inamiloides
Color:	Hialinas
Forma:	Cilíndricas, Valor Q= 2.37
Medidas:	10.55 – 12 X 4.0 – 5.5 micras
Hifas:	Generativas, Esqueletoligativas; presencia de fíbulas, tabicadas.
Trama:	Entrelazada
Cistidios:	ausencia de pleurocistidios, con quelocistidios lecitiformes
Basidias:	Tetraspóricas
Pilipelis:	presencia de tricodermis, con cuerpos oleíferos
Estipetipelis:	con tricodermis

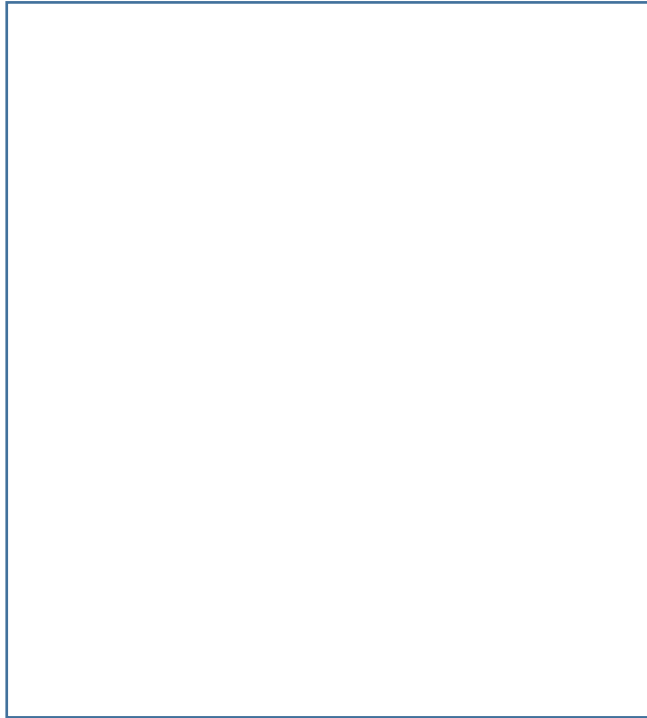


Figura XXIV. Carpóforo del hongo comestible Qepatari



Figuras XXV. Carpóforo del hongo comestible Qepatari durante la obtención de la esporada

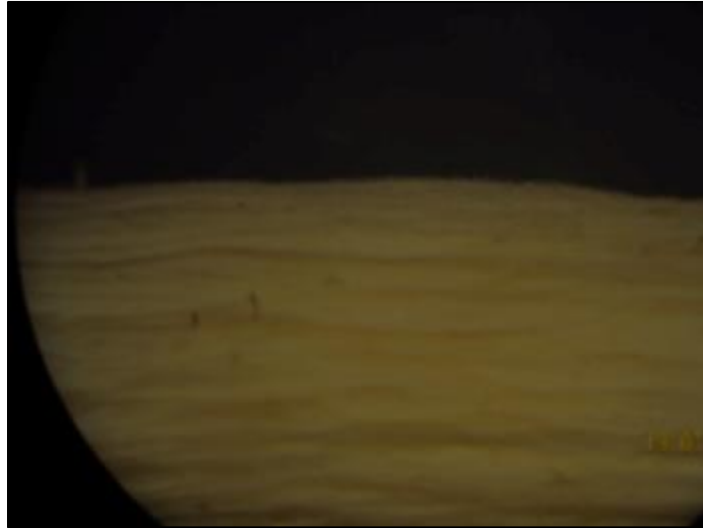


Figura XXVI. Estípite con la superficie media canaliculada y ligeramente pilosa, vista con esteroscopio



Figura XXVII. Pilosidad marcada en la base del estípite vista con esteroscopio

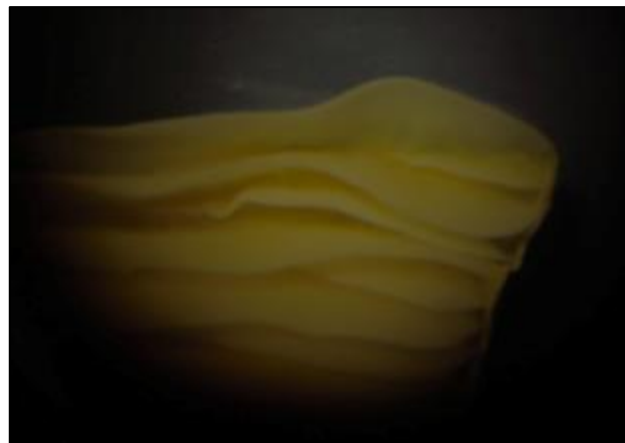


Figura XXVIII. Ligera anastomosis en la base de las lamelas vista con esteroscopio

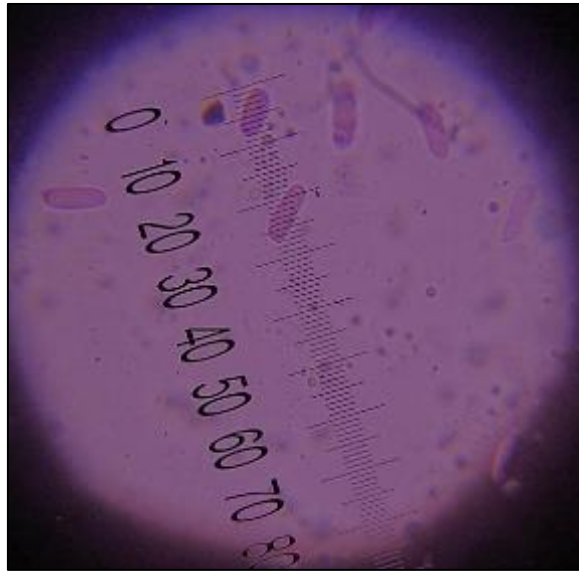


Figura XXIX. Esporas cilíndricas del Qepatari (100X) con colorante floxina

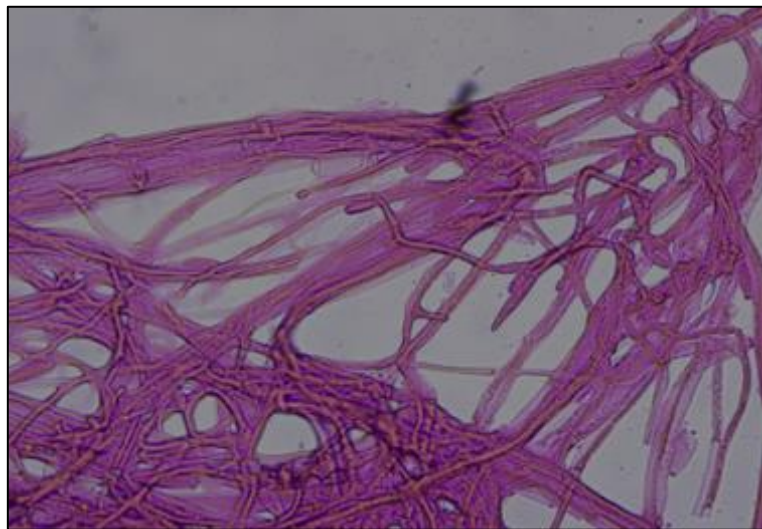


Figura XXX. Sistema hifal (hifas generativas y esqueletoligativas) del Qepatari (100X) con colorante floxina

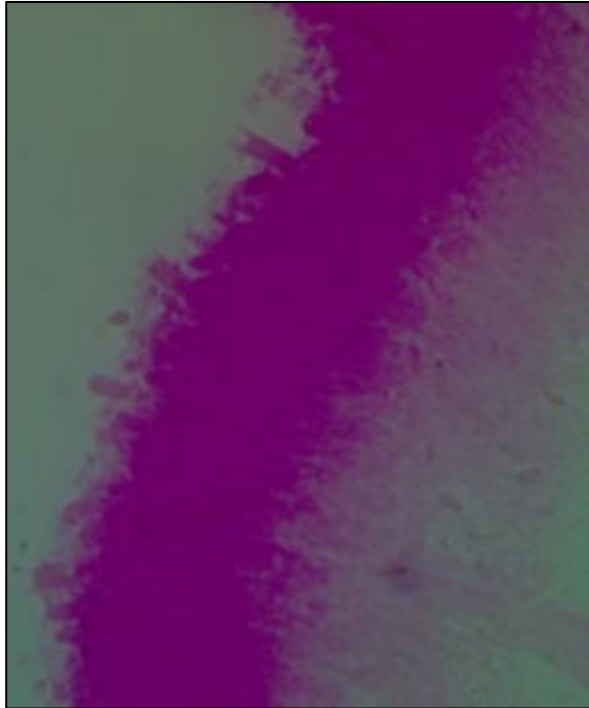


Figura XXXI. Basidias tetraspóricas (40X) con colorante floxina

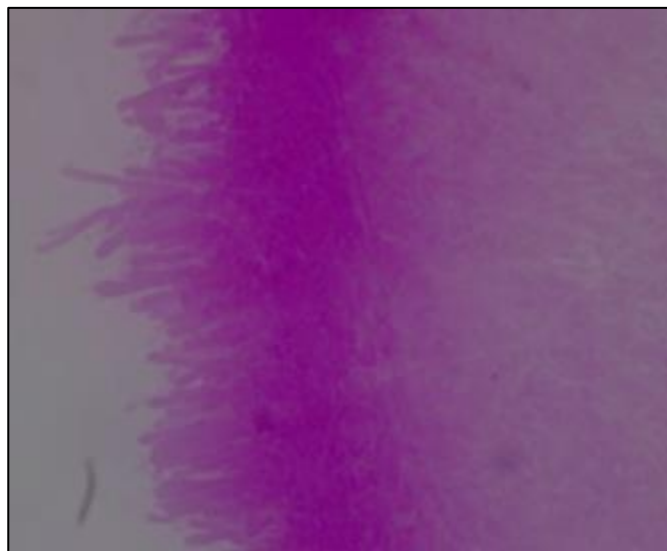


Figura XXXII. "Hifal pegs" (40X) con colorante floxina

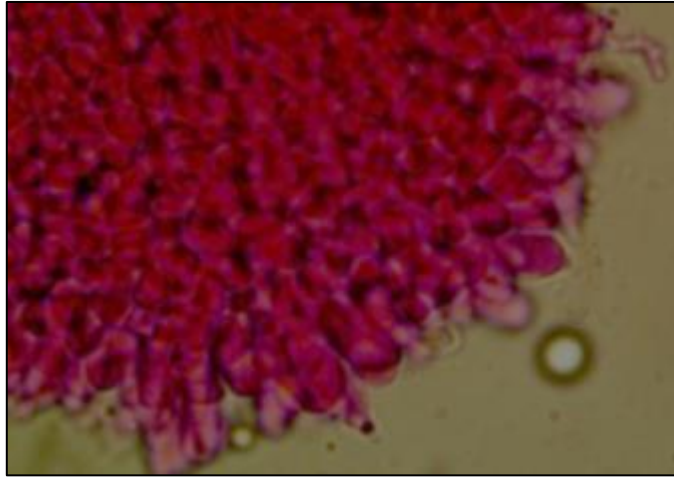


Figura XXXIII. Queilocistidios lecitiformes (100X) con colorante floxina

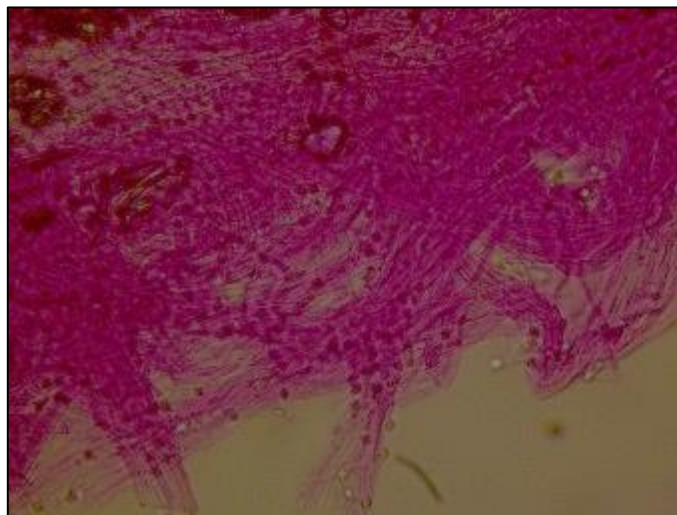


Figura XXXIV. Suprapillipelis tricodérmica (40X) con colorante floxina

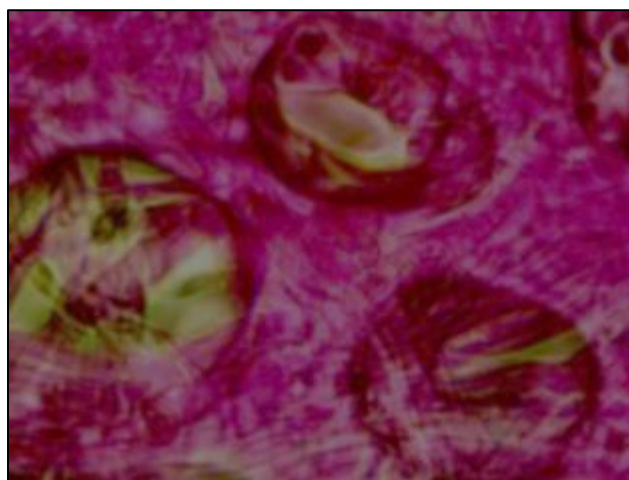


Figura XXXV. Cuerpos oleíferos en la suprapillipelis (100X) con colorante floxina

5.1.4 Descripción Morfológica:

Píleo con 253 X 230 mm – 125 X 117 mm de diámetro, infundibuliforme umbilicado con superficie húmeda, velutina de color amarillo grisáceo (1B4) que varía a amarillo mostaza 3B5 al rasgado, con escamas innatas pardo oliváceas (4D4) sólo hacia el centro. Contexto amarillo pastel 1A4 túrgido, sabor fabáceo suave con olor cítrico y fragante al corte. Laminillas arqueado-decurrentes con ligera anastomosis hacia la base. Estípites céntricos a semiexcéntricos con 207 – 60 mm de longitud y 22-15 mm de diámetro, color amarillo pastel 1A4, erecto, circular, sub-bulboso, con superficie escabrosa, canaliculada, ligeramente pilosa, lanuda hacia la base, con velo angiogimnocárpico y hábito de crecimiento gregario.

Basidios tetraspóricas, esporada blanca, esporas de 10.55 – 12 X 4.0 – 5.5 micras, cilíndricas, hialinas inamiloides y no dextrinoides, sistema hifal con hifas germinativas y esqueletoligativas, trama entrelazada, presencia de tabiques y fíbulas. Con queilocistidios lecitiformes y ausencia de pleurocistidios. Pilipelvis con presencia de tricodermis y cuerpos oleíferos.

De acuerdo a las claves dicotómicas consultadas (Arora, 1986), estos caracteres macroscópicos descritos se aproximan a la especie *Lentinus levis* (Berk. & M.A. Curtis) Murril 1915; pero difieren principalmente en lo siguiente:

Tabla 7
Principales diferencias morfológicas microscópicas entre
Lentinus levis* y el hongo *Qepatari

Caracteres Especie	Tamaño de esporas	Tipo de queilocistidios	Primordios en cultivo	Velo hemiangiocárpico
<i>Lentinus levis</i>	8.5 -16 x 3.5 - 5.5 micras	sub - ventricosos, rostrados	Blancos	Ausente
<i>Qepatari</i>	10.55 – 12 X 4.0 – 5.5 micras	lecitiformes	Grises	Presente

Por tanto, en base a la similitud de caracteres morfológicos macroscópicos y por las diferencias microscópicas detalladas en la tabla 07, se ubica al hongo comestible *Qepatari* taxonómicamente como la especie *Lentinus sp. aff. levis*.

5.1.5 Descripción etnomicológica

Este hongo es consumido por los pobladores del Valle del Río Pampas de la Provincia de Chincheros de la Región Apurímac, desde sus ancestros; lo colectan en los meses de lluvia de diciembre a marzo; muchos acostumbran hacer secar los carpóforos (preferentemente el píleo) para poder consumirlo cuando no sea posible encontrarlo en la naturaleza (época de secas). Comentan que su nombre “Qepatari” (quechua cusqueño) o Ccepatari (quechua apurimeño) significa “el que aparece después” pues es posible encontrarlo ya cuando ha llovido lo suficiente y no al inicio de la temporada de lluvias. Los árboles donde es posible hallarlo son el aliso (*Alnus acuminata*), la unk’a (*Myrciantes oreophyla*) y chachacomo (*Escallonia resinosa*). Los pobladores mencionan que era más sencillo colectarlo anteriormente, porque se podía hallar en los bosques cercanos, pero hoy es necesario caminar distancias más largas para poder encontrarlo. Lo suelen consumir en platos como: tallarín, sopa, revuelto con arroz o papa acompañado con una ensalada de “limonyuyo”; su sabor y consistencia es similar a la carne de res.

5.1.6 Descripción molecular

De acuerdo al Análisis molecular efectuado a los carpóforos del Qepatari (Anexo XI), se determinó que las secuencias obtenidas poseen un 88.30-89.97% de similaridad con la especie *Lentinus levis* (Berk. & M.A. Curtis) Murril 1915; y 88.49% de similaridad con la especie *Pleurotus cystidiosus var. formosensis*.

En base a estos resultados, fue necesario tomar en cuenta los caracteres morfológicos observados durante el análisis taxonómico convencional, de acuerdo a los cuales, el hongo Qepatari no pertenece a la especie *Pleurotus cystidiosus var. Formosensis*.

Finalmente, en vista de que la similaridad del análisis molecular entre el hongo comestible en estudio y la especie *Lentinus levis* no supera el 98% (Dávila, 2017), el Qepatari correspondería a la especie *Lentinus sp. aff. levis* corroborándose los resultados del análisis taxonómico convencional, existiendo la posibilidad de que podría tratarse de una nueva especie para la ciencia, como también lo indica la Dra. Marta Wrzosek en el certificado correspondiente (Anexo XI).

5.1.7 Posición taxonómica

El hongo comestible Qepatari de acuerdo a Peiperbring. (2015), tiene la siguiente posición taxonómica:

Reino: Fungi

Phylum: Basidiomycota

Clase: Agaricomycetes

Sub Clase: Phallomycetidae

Orden: Polyporales

Familia: Polyporaceae

Género: *Lentinus*

Especie: *Lentinus sp.aff levis*

Nombre común: Qepatari o

Ccepatari

5.2 Obtención de la cepa

5.2.1 Aislamiento del hongo comestible

Tabla 8
Desarrollo del hongo Qepatari durante el aislamiento

		Observaciones					
		Placa	Día 02	Día 03	Día 04	Día 05	Día 06
Aislamiento in-situ	PDA	1	bacterias	-	-	-	-
		2	bacterias	+	+	Se detuvo	-
		3	0	esporas	-	-	-
	EMA	4	0	0	0	-	-
		5	0	0	0	-	-
		6	0	+	esporas	-	-
Aislamiento en el CIPHAM	PDA	1	0	0	-	-	-
		2	bacterias	++	++	Se detuvo	-
		3	0	++	++	++	++
	EMA	4	0	0	0	-	-
		5	0	+++	+++	+++	+++
		6	0	bacterias	+	-	-

Dónde: 0: Desarrollo negativo
 +: Desarrollo Regular
 ++: Desarrollo bueno
 +++: Desarrollo muy bueno
 - : Se descartó

De acuerdo a la tabla 08, los aislamientos efectuados in-situ si bien presentaron desarrollo regular, no tuvieron un desarrollo micelial idóneo porque se contaminaron con bacterias y esporas de otros hongos que limitaron la vigorosidad del micelio, así mismo no fue posible incubar inmediatamente las placas a 25°C de manera uniforme, por lo que estuvieron a temperaturas menores durante el viaje de retorno hasta el segundo día.

Por otro lado, de las 06 repeticiones realizadas en Laboratorio, sólo dos placas Petri con medio de cultivo EMA, presentaron aislamientos exitosos y sin contaminantes visibles hasta el día 06. Estos aislamientos fueron repicados nuevamente para observar el crecimiento micelial y confirmar que sea normal y puro, luego de lo cual se seleccionó la cepa de la placa 05 en medio de cultivo EMA pues presentaba mejor apariencia y fue la primera en invadir por completo

la superficie de la placa, seguidamente fue ingresada en el cepario del CIPHAM mediante el código L-04.



Figura XXXVI. Desarrollo micelial en las placas 3 y 5 en medio de cultivo EMA al día 06 de aislamiento.



Figura XXXVII. Cepa del hongo comestible Qepatari en medio EMA ingresada al Cepario del CIPHAM.

5.2.2 Caracterización micelial morfológica

En EMA presenta pseudotejido algodonoso, tipo de borde regular, textura algodonosa y afelpada con densidad medianamente abundante. estas características observables a simple vista varían de acuerdo al medio de cultivo empleado, pues dependiendo de éste, los hongos incrementan la ramificación de sus hifas y, por consiguiente, la cantidad de biomasa, aumentando la

eficiencia de suministro de nutrientes al incrementarse su área superficial (Jennings & Lysek, 1999; Harris, 2008 citados por Toledo & Barroetaveña (2017).

5.3 Selección del medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari

5.3.1 Crecimiento Micelial

Durante la medición del crecimiento micelial se obtuvieron los siguientes datos:

Tabla 9

Promedios de mediciones del crecimiento micelial de *Lentinus sp. aff. levis* en 04 medios de cultivo incubados a 20°, 25° y 30°C durante 06 días

VARIABLES		VALORES PROMEDIO (mm)							
MEDIO	T°	DIA 0 (Inicio del experimento)	DIA1	DIA 2	DIA 3	DIA 4	DIA 5	DIA 6	*Velocidad de Crecimiento promedio (mm/día)
AM	20°C	10.00	14.60	24.76	34.84	45.36	55.16	64.71	9.03
AM	25°C	10.00	17.06	25.28	39.95	56.19	68.79	80.66	11.76
AM	30°C	10.00	16.02	27.65	39.28	51.16	62.78	73.76	10.56
AST	20°C	10.00	14.46	24.76	34.38	45.2	56.03	65.60	9.21
AST	25°C	10.00	18.37	28.74	41.90	56.06	69.08	82.60	11.82
AST	30°C	10.00	16.39	28.07	39.77	51.38	62.73	72.84	10.55
EMA	20°C	10.00	18.56	28.59	39.14	49.58	59.35	68.09	9.87
EMA	25°C	10.00	16.45	23.11	43.89	46.65	56.74	67.96	9.35
EMA	30°C	10.00	18.49	29.91	41.44	51.74	62.43	73.03	10.49
PDA	20°C	10.00	16.19	27.98	39.34	50.09	61.06	71.06	10.21
PDA	25°C	10.00	17.53	25.08	41.76	59.38	76.73	90.00	13.35
PDA	30°C	10.00	17.09	28.11	38.51	48.88	59.32	69.11	9.85

Dónde: AM: Agar Maíz

AST: Agar Salvado de Trigo

EMA: Agar Extracto de Malta

PDA: Agra Papa Dextrosa

**La velocidad de crecimiento promedio fue hallada en función del día 05 cuando la cinética de crecimiento micelial era continua para todos, es decir antes que el crecimiento del micelio se detuviera por haber completado el diámetro de la placa Petri.*

En la Tabla 09 se observa que al sexto día el micelio repicado en el medio PDA a 25°C fue el primero en colonizar el diámetro de la placa Petri por completo (90mm) y obtuvo la mayor velocidad de crecimiento promedio con 13.35 mm/día, seguida por AST a 25°C con 11.82 mm/día y el medio AM a 25°C con 11.76 mm/día ; por otro lado la menor velocidad de crecimiento promedio fue

registrada para el medio AM a 20°C con 9.03 mm/día , antecedido por AST a 20° C con 9.21 mm/día y finalmente EMA a 25°C con 9.35 mm/día.

Tabla 10
Características morfológicas del crecimiento micelial de
Lentinus sp. aff. levis

Medio de Cultivo	Textura	Tipo de borde	Densidad
AGAR MAIZ	Sub afelpada	regular	muy escaso
AGAR SALVADO DE TRIGO	Sub afelpada	regular	Escaso
EXTRACTO DE MALTA AGAR	algodonosa, afelpada	regular	medianamente abundante
PAPA DEXTROSA AGAR	afelpada	regular	Escasamente abundante

De acuerdo a la tabla 10 se observa que el micelio del hongo comestible *Lentinus sp. aff. levis*, posee mejores características morfológicas cuando se desarrolla en medio de cultivo EMA presentando una textura algodonosa y abundante que denota el crecimiento vegetativo preferente y cómodo del micelio, lo contrario ocurre en el Agar Maíz.

5.3.2 Análisis de Covarianza (ANCOVA)

La prueba de ANCOVA se realizó tomando en cuenta los datos de la tabla 09 hasta el día 05, cuando el micelio en medio de cultivo PDA aún no había detenido su crecimiento lineal por no haber cubierto la superficie de la placa Petri.

Tabla 11
Resultados del Análisis de Covarianza (ANCOVA)

Variable dependiente: Crecimiento micelial (mm)						
Origen	Sc	Gl	Cm	F	Sig.	Coeficiente
Modelo	66098,28	12	5508,19	776,77	0,0000	
Medio	149,46	3	49,82	7,03	0,0001	
Temperatura	662,29	2	331,15	46,7	0,0000	
Días	64198,93	1	64198,93	9053,35	0,0000	11,56
Temperatura*medio	1087,6	6	181,27	25,56	0,0000	
Error	1609,7	227	7,09			
Total	67707,98	239				

En la tabla 11, se observa que existe diferencia significativa ejerciendo un efecto de la temperatura y el tipo de medio de cultivo en el crecimiento micelial, también se aprecia que este efecto muestra un crecimiento micelial con una media de 11.56 mm por día.

Tabla 12

Prueba de Tukey para el efecto del medio de cultivo sobre el crecimiento micelial

Medio	N	Subconjunto	
		1	2
EMA	60	38,47	
AM	60	38,59	
AST	60	39,15	
PDA	60		40,46

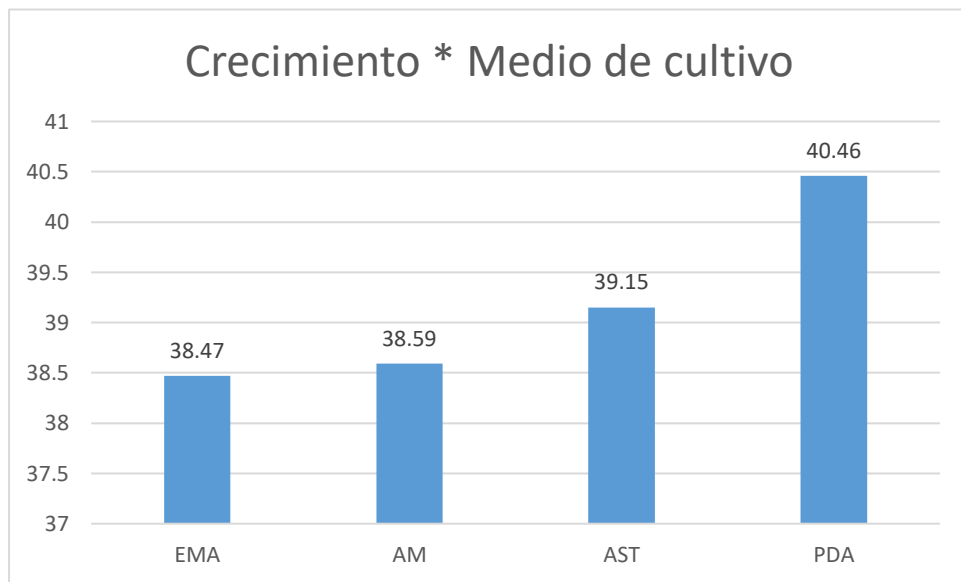


Figura XXXVIII. Efecto del medio de cultivo en el crecimiento micelial

En la Tabla 12 y en la figura XXXVIII se establece que el mejor medio de cultivo según la prueba de Tukey para 05 días es el medio PDA con una media de crecimiento micelial de 40.46 mm, seguido de AST, AM y EMA con valores similares entre sí de 39.15 mm, 38.59 mm y 38.47 mm respectivamente.

Tabla 13

Prueba de Tukey para el efecto de la temperatura sobre el crecimiento micelial

Temperatura	N	Subconjunto		
		1	2	3
20°C	80	36.97		
30°C	80		39.55	
25°C	80			40.98

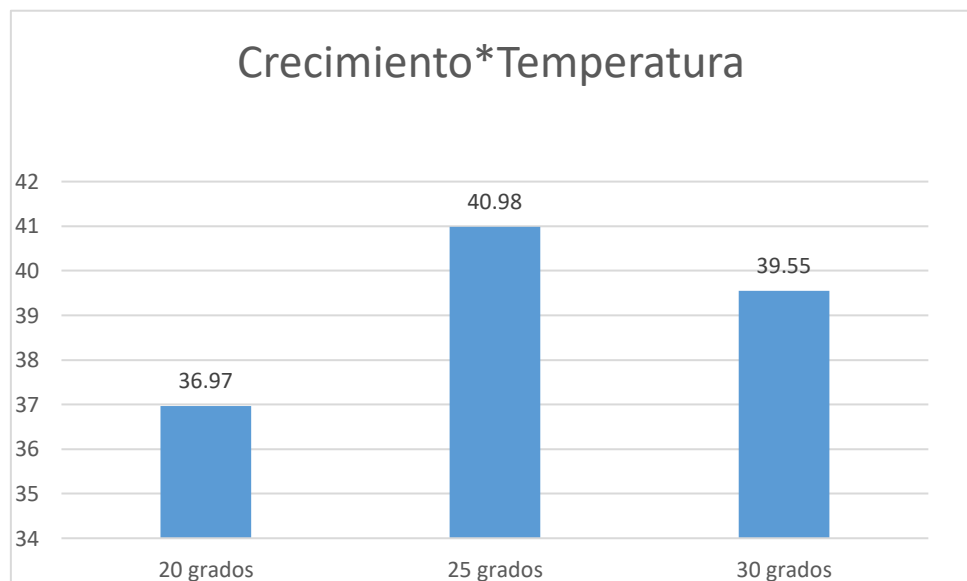


Figura XXXIX. Efecto de la temperatura en el crecimiento micelial

De acuerdo a la tabla 13 y a la figura XXXIX, se observa la diferencia marcada del crecimiento micelial en relación a la temperatura, sugiriéndose hacer uso de la temperatura de 25 °C para obtener un mayor crecimiento micelial (40.98mm), mientras que a 20°C este valor disminuye (36,97mm) siendo menor.

Tabla 14

Prueba de Tukey para el efecto del Medio de cultivo y la Temperatura sobre el desarrollo micelial

Temperatura	Medio	N	Subconjunto		
			1	2	3
20	AM	20	34.94		
20	AST	20	34.97		
25	EMA	20	35.57		
20	EMA	20		39.04	
30	PDA	20		38.37	
20	PDA	20		38.92	
30	AM	20		39.38	
30	AST	20		39.67	
30	EMA	20			40.8
25	AM	20			41.44
25	AST	20			42.83
25	PDA	20			44.09

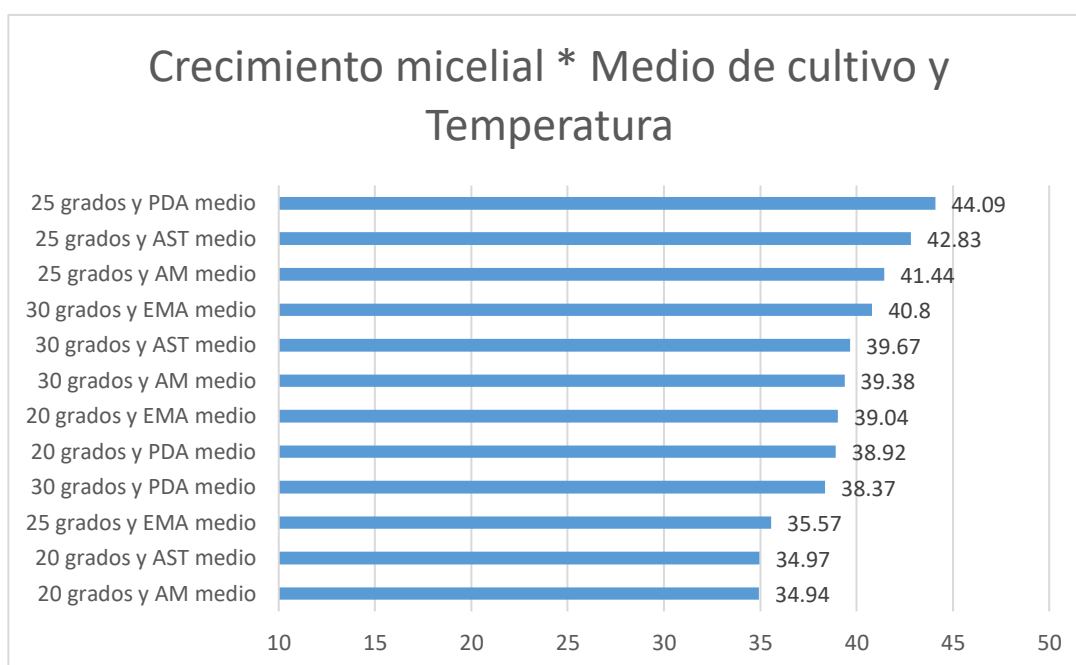


Figura XL. Efecto del medio de cultivo y la temperatura sobre el crecimiento micelial

Según la tabla 14 y la figura XL, en la prueba Tukey de la interacción de temperatura y medio de cultivo, los valores más óptimos de crecimiento se dan a una temperatura de 25°C en el medio PDA (44.09mm), seguido de AST (42.83mm) y AM (41.44mm); mientras que a 30°C el crecimiento micelial es mejor en EMA (40.8mm). Los valores más bajos se obtuvieron en los medios AM (34.94mm) y AST(34.97mm) a 20 grados.

5.3.3 Velocidad de crecimiento promedio

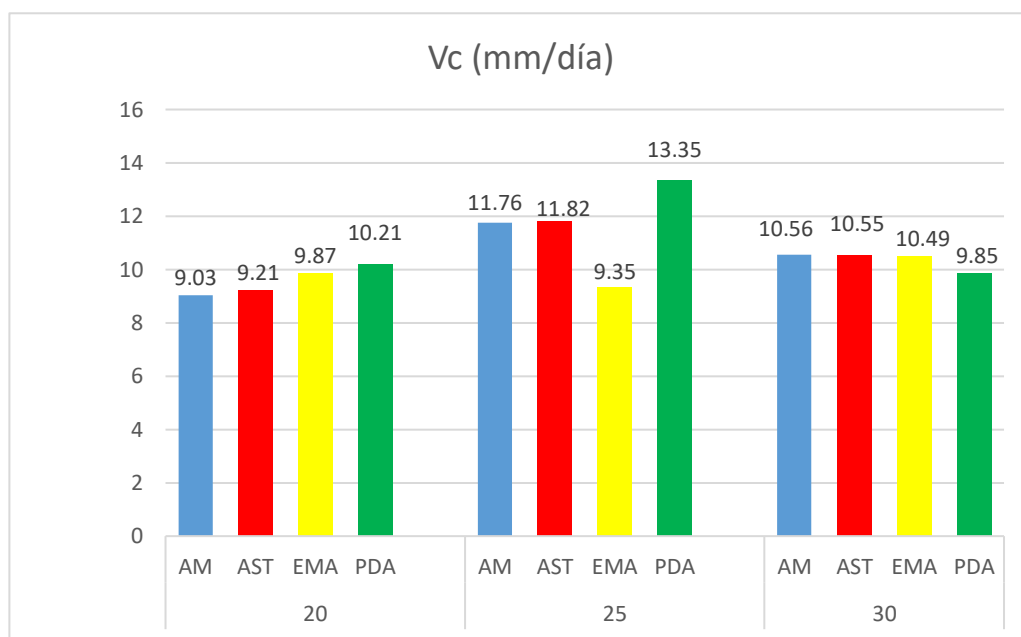


Figura XLI. Velocidad de crecimiento promedio en función del medio de cultivo y la temperatura.

En la figura XLI, se aprecia que la mayor velocidad de crecimiento micelial promedio se obtuvo en el medio de cultivo PDA con 13.35 mm/día, seguido del medio AST con 11.82 mm/día y AST con 11.76 mm/día; todos ellos incubados a 25°C. Por otro lado, la menor velocidad de crecimiento se manifestó en el medio AM a una temperatura de 20°C con 9.03 mm/día.

5.4 Determinación de la formulación de sustratos lignocelulósicos más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo comestible Qepatari.

Tabla 15

Mediciones diarias del crecimiento micelial lineal de *Lentinus sp. aff. levis* incubado a 25°C, por tipo de formulación lignocelulósica evaluada

Formulación	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	Día 9	Día 10	Día 11	Día 12	Día 13	Día 14
F1	0	1.48	6.3	12.13	16.77	21.9	28.06	32.75	38.42	43.76	49.2	53.68	58.7	64.15
F2	0	2.74	8.03	12.69	17.94	23.49	29.37	34.59	41.14	46.28	51.4	55.96	61.2	66.76
F3	0	4.02	9.61	15.2	20.57	25.94	31.8	37.67	42.78	47.9	53.7	58.9	64.2	70.33
F4	0	1.78	6.76	12.12	17.18	22.09	27.35	33	37.53	43.2	49.4	54.87	60.9	66.58
F5	0	4.79	8.67	12.56	17.62	22.68	27.09	31.51	36.2	40.89	45.8	49.74	53.7	59.73

Dónde: F1: 80% Aserrín de Aliso + 20% Rastrojo de trigo (1% Yeso del peso seco total)
 F2: 80% Aserrín de eucalipto y 20% rastrojo de trigo
 F3: 80% rastrojo + 20% aserrín de aliso
 F4: 80% rastrojo y 20% de Aserrín de eucalipto
 F5: Chala de maíz el 100%

En la tabla 15, se muestran los valores de crecimiento micelial lineal evaluados en 05 formulaciones, se observa que el micelio de la formulación F3 (80% rastrojo + 20% aserrín de aliso y 1% de yeso del peso seco total) fue el primero en completar e incluso superar la marca en el tubo (70mm) durante el día 14, mientras que F5 (Chala de maíz el 100% y 1% de yeso del peso seco total) presenta el valor más bajo para el mismo día con 59.73mm.

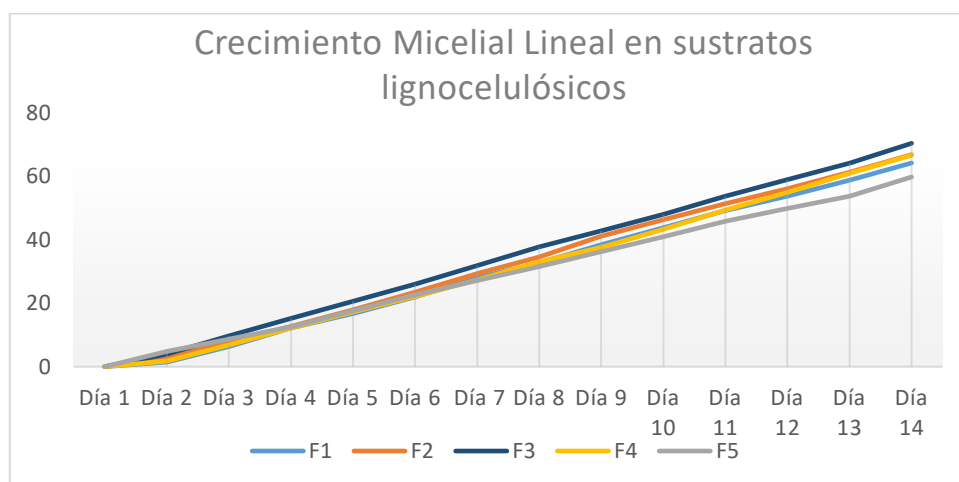


Figura XLII. Cinética del Crecimiento Micelial Lineal de *Lentinus sp. aff. levis* en sustratos lignocelulósicos.

En la Figura XLII, se observa que la fórmula F3 (80% rastrojo de trigo + 20% aserrín de aliso y 1% de yeso del peso seco total) incrementó su desarrollo a partir del día 03, continuando en ascenso hasta el final del experimento; por otro lado, la fórmula F5 (Chala de maíz) disminuye su crecimiento a partir del día 04 descendiendo por debajo de todas las demás fórmulas evaluadas hasta el día 14.

5.4.1 Análisis de Varianza (ANOVA)

Tabla 16

Resultados del ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	305.57	4	76.392	16.504	.000
Dentro de grupos	92.572	20	4.629		
Total	398.142	24			

De acuerdo a la Tabla 16, se observa que existe diferencia significativa entre los valores de crecimiento de las distintas 05 formulaciones empleadas en el test de crecimiento micelial lineal de Duncan.

Tabla 17

Prueba de Tukey para el efecto de la formulación lignocelulósica sobre el crecimiento micelial

Formulación	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
5	5	59.78		
1	5		64.18	
4	5		66.6	
2	5		66.78	
3	5			70.38

Según la Prueba de Tukey, se observa que los sustratos 1, 4 y 2 guardan relación por hallarse juntos en el segundo subconjunto homogéneo, así mismo el sustrato 3 del subconjunto 3, no guarda relación con el sustrato 5 y viceversa.

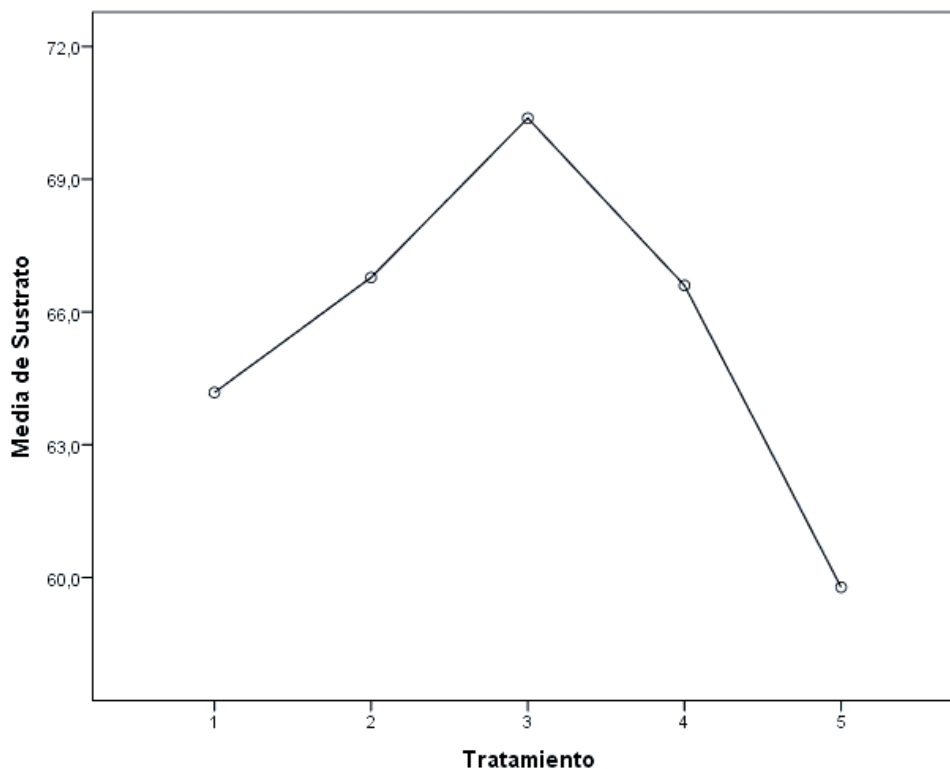


Figura XLIII. Comparación de Medias del crecimiento micelial lineal en 05 sustratos lignocelulósicos

En la figura XLIII, se observa que el micelio que se halla en los tubos con la fórmula F3 (80% rastrojo de trigo + 20% aserrín de aliso y 1% de yeso del peso seco total) es la que presenta el mejor crecimiento micelial lineal con una media que supera los 70 mm mientras que la fórmula F5 compuesta por el 100% de chala de maíz tiene el menor crecimiento micelial lineal con una media por debajo de 60 mm.

Dados los resultados y por la operatividad se tomó la decisión de utilizar sólo las 04 formulaciones que presentaron mejores medias para las pruebas de obtención del fructificación, siendo: F1, F2, F3, y F4 las elegidas.

Tabla 19

Pesos y tamaños de carpóforos cosechados de *Lentinus sp. aff. levis* por formulación

		Formulación	
		F1	F3
Peso por Bolsa	1	120 g	182 g
	2	119 g	129 g
	3	105 g	129.36 g
	4	56.38 g	98 g
% Tamaño del Píleo	G1 < 4.9 cm	-	6.25%
	G2 5 -9.9 cm	-	43.75%
	G3 10 - 14.9 cm	75%	43.75%
	G4 15 - 19.9 cm	25%	-
	G5 >20 cm	-	6.25%

En la tabla 19, se muestran los pesos de los carpóforos cosechados, la fórmula F3 presenta los mayores pesos por bolsa conformados por más del 50% de carpóforos del tipo G1 y G2, así mismo es la única formulación que obtuvo carpóforos con tamaños mayores a 20 cm (G5); a diferencia de la fórmula F1 que cuenta con menores pesos por cosecha y carpóforos con el 75% de tamaño intermedio (G3).

5.4.3 Evaluación de los parámetros de productividad

Tabla 20

Promedio de los parámetros de productividad y ciclo de cultivo de *Lentinus sp. aff levis*

FORMULACIÓN	Promedios			
	CC	R (%)	EB (%)	TP
F1	107	19.6	56	0.52
F3	92	25.91	74.05	0.8

5.4.4 Diferencia de Medias de los parámetros de productividad evaluados

Tabla 21

Diferencia de Medias por parámetro

Rendimiento			
Media de la diferencia	D.E.	t	p bilateral
-6,899	4,48	-3,07	0,05
Eficiencia Biológica			
Media de la diferencia	D.E.	t	p bilateral
-19,71	12,82	-3,08	0,05
Tasa de productividad			
Media de la diferencia	D.E.	t	p bilateral
-0,28	0,09	-6,10	0,008
Ciclo de Cultivo			
Media de la diferencia	D.E.	t	p bilateral
10,50	8,23	2,55	0,08

En función a la presente tabla se analiza que existe diferencia significativa en el Rendimiento, la Eficiencia Biológica y la Tasa de productividad de las 02 formulaciones evaluadas con medias de 6.899, 19,71 y 0,28 respectivamente, siendo superior la formulación F3. Por otro lado, en cuanto al Ciclo de Cultivo se muestra que no existe diferencia significativa entre F1 y F3, pues el p-valor de 0.08 es superior a 0.05 nivel de error admitido.

5.5 Análisis Fisicoquímico de los carpóforos silvestres y cultivados del hongo comestible Qepatari

Tabla 22

Comparación de los resultados del Análisis Fisicoquímico de los carpóforos silvestres y cultivados del Hongo Comestible Qepatari con otros hongos comerciales cultivados

Componentes nutricionales	Qepatari silvestre	Qepatari cultivado en F1	Qepatari cultivado en F3	* <i>Lentinula edodes</i> (Shiitake)	* <i>Pleurotus ostreatus</i> (hongo ostra)
Humedad %	9.9	10.3	12.62	-	-
Proteína %	15.90	24.92	24.70	13.4-17.5	10.5-30.4
Grasa %	2.13	1.91	1.88	4.9-8	1.6-2.2
Ceniza %	8.35	7.78	7.79	3.3-7.0	6.1-9.8
Fibra %	13.8	12	11.3	7.3-8.0	7.5-8.7
Carbohidratos %	68.32	55.09	53.01	67.5-81.8	57.6-81.8
Ca mg/100	72.7	65.7	64.2	50	10
Mg mg/100	110.2	88	86.4	1550	2000
Fe mg/100	10.7	11.42	11.6	33	54
P mg/100	697.4	616.8	622.3	8700	13900
Zn mg/100	11.9	10.8	10	92	83
K mg/100	1240.4	1040	996.2	26700	3730

Laboratorio de Análisis Químico – UNSAAC, *Chang & Miles (2004)

En la tabla 22, se aprecia que el valor proteico de *Lentinus sp. aff. levis* varía de acuerdo a los sustratos empleados en su cultivo, observándose que los carpóforos obtenidos en la fórmula F1 superan en 10% a los carpóforos silvestres, así mismo se observa de manera general que el contenido proteico de *Lentinus sp. aff. levis* es equivalente al hallado en *Pleurotus ostreatus* (10.5-30.4) y *Lentinula edodes* (13.4-17.5%), lo que evidencia que se trata de una buena fuente de este nutriente pues según Chang & Miles (2004), el contenido proteico de los hongos comestibles por lo general es superior al arroz (7.3%), al trigo (13.2%), la leche (25.2%) entre otros alimentos.

Seguidamente, el contenido de grasa en el Qepatari (2.13%) es similar al valor reportado para *Pleurotus ostreatus* (1.6-2.2%), y disminuye en los carpóforos cultivados con 1.91.5 y 1.88% para F1 y F3 respectivamente.

En cuanto a las cenizas, el valor de 8.35% del hongo silvestre y cultivado se halla por encima de *Lentinula edodes* (3.3-7.0%) y en el rango de *Pleurotus ostreatus*.

Así mismo, el contenido de fibra de los carpóforos de *Lentinus aff. levis* cultivados y silvestres, se muestra alto con valores superiores al 11%, en relación a *Pleurotus ostreatus* y *Lentinula edodes* con 7.3-8% y 7.5-8.7% respectivamente; ello es importante porque la fibra contribuye al correcto balance nutricional pues estudios indican que aquellas poblaciones con bajo contenido de fibras en su dieta, tienen una mayor incidencia de cáncer de colón y enfermedades coronarias entre otras (Albertó,2008).

Del mismo modo, la cantidad de carbohidratos (68.32%) es superior en el carpóforo silvestre que en los cultivados y de manera general se equiparada con los rangos de *Lentinula edodes* y *Pleurotus ostreatus*.

Respecto a minerales, *Lentinus sp. aff. levis silvestre*, presenta mayor contenido de potasio (1240.40mg), seguido de fósforo (697.4mg/100) y magnesio (110.2mg/100) que los carpóforos cultivados; estos valores coinciden con lo mencionado por Roncero (2015) quien considera que el contenido de minerales en los hongos comestibles varía entre 6 y 11 % según la especie; siendo el calcio, potasio, fósforo, magnesio, zinc y cobre los que se hallan en mayor cantidad.

Así mismo, se observa que los carpóforos silvestres y cultivados del Qepatari poseen mayores valores de Calcio que los hallados en *Lentinula edodes* y *Pleurotus ostreatus*. En cuanto al hierro, éste se halla en mayor cantidad en los basidiocarpos cultivados que en el silvestre, con 11.6mg/100 en F3 y 11.42 mg/100 en F1.

Tabla 23

Aminoácidos Esenciales y No Esenciales presentes en los carpóforos silvestres del Hongo Comestible Qepatari

	Tipo	Aminoácido mg/100g
Aminoácidos Esenciales	Histidina	53.7
	Treonina	70.80
	Alanina	268.1
	Valina	136.2
	Metionina	0.0
	Fenilalanina	60.1
	Isoleucina	69.5
	Leucina	123.0
	Lisina	118.4
	Triptófano	nd
Aminoácidos No Esenciales	Ácido Aspártico	88.1
	Acido	274.0
	Glutámico	
	Serina	324.9
	Glicina	293.2
	Arginina	569.1
	Tirosina	210.0
Carbohidratos g/100g	Cistina	0.0
	Prolina	0.0
Carbohidratos mg/100gr	Fructosa	1.1100
	Glucosa	2.6949
Ácidos grasos mg/100gr	Ácido palmítico	0.942
	Ácido Oleico	3.218
	Ácido Linoléico	3.288

Laboratorio de Cromatografía y Espectometría-UNSAAC

En cuanto a los aminoácidos, se observa que el Qepatari contiene 08 de los 10 aminoácidos esenciales para la síntesis de proteínas; siendo la alanina, la leucina y la lisina los que presentan los mayores valores. Este resultado confirma que muchos de los hongos poseen este tipo de aminoácidos normalmente ausentes en la mayoría de vegetales y cereales (Chang & Miles, 2004). También denota una cantidad considerable de aminoácidos no esenciales como la Arginina, Serina, Glicina y ácido glutámico.

Así mismo resalta la alta proporción de la fructosa (1.1100g/100) y la glucosa (2.6949g/100), y la presencia de ácidos grasos insaturados como el ácido linoleico que se halla en mayor concentración con 3.288mg/100, todo ello conforma un factor importante por el que los hongos constituyen un alimento saludable (Chang & Miles, 2004).

Cabe aclarar que la tabla 23 contiene los azúcares libres y ácidos grasos que se lograron determinar de acuerdo a los patrones de identificación de los compuestos disponibles para el análisis, sin embargo, no representan la totalidad de los compuestos presentes en las corridas.

DISCUSIÓN

Para la determinación taxonómica del Qepatari como *Lentinus sp. aff. levis* fue necesaria una revisión bibliográfica extensa, pues este género desde que fue descrito por Fries (desde el año 1821), es sujeto de controversia taxonómica por lo que existen diversos autores como Singer (1962), Corner (1981), Largent et al (1988), Lechner (2002) entre otros que consideran a algunas de las especies de este género en distintos otros grupos como *Panus* y *Pleurotus* (Camacho, 2010), ello tomando en cuenta diversos caracteres a veces independientes entre sí; así mismo de acuerdo a la literatura se realizaron trabajos filogenéticos para esclarecer las relaciones de estos 03 géneros usando caracteres morfológicos y moleculares; pero hasta el día de hoy siguen siendo aún grupos taxonómicamente “difíciles” ; es así que una vez realizada la descripción morfológica del Qepatari, se decidió usar los caracteres planteados por (Camacho, 2010) quien luego de una vasta revisión bibliográfica y morfológica , señala que estos 03 géneros pueden ser separados idóneamente por: su sistema hifal, la presencia y tipo de pleurocistidios, la presencia y tipo de “pegs hifales” y la forma de las esporas; de acuerdo a lo cual, admite para el género *Lentinus*: un sistema hifal dimítico (hifas esqueletoligativas), esporas cilíndricas o elípticas, ausencia de pleurocistidios y presencia de “Pegs hifales”. Todas estas características fueron halladas en el hongo Qepatari a excepción de la última en cuanto al tamaño pues sólo se hallaron pequeñas puntillas de hifas (hiphal pegs).

Esta similitud cladística en cuanto a *Lentinus*, *Pleurotus* y *Panus* es evidenciada por los resultados moleculares, que si bien citan para el Qepatari una similitud de 88.30-89.91% próxima a *Lentinus levis* también reportan una similitud cercana a *Pleurotus cystidiosus var. formosensis* de 88.49%, dando a conocer la cercanía filogenética entre estos géneros. Finalmente, de acuerdo a la descripción morfológica, el Qepatari se aproxima más a la especie *L. levis*, pero de acuerdo al “Catálogo de la Vida” (2020), su distribución geográfica está reportada sólo para América del Norte, mientras que *Pleurotus cystidiosus var. Formosensis* se reporta para Asia y Europa, continentes lejanos de nuestro país; todos estos detalles sumados a las diferencias morfológicas microscópicas entre *L. levis* y el Qepatari, contribuyeron a optar finalmente por la determinación taxonómica de éste como *Lentinus sp. aff levis*.

Según la Dra. Wrzosek del “Department of Molecular Phylogenetics and Evolution – Warsaw University”, estos resultados podrían indicar que el Qepatari correspondería a una nueva especie para la ciencia (Anexo XI); por otro lado, su comestibilidad constituye un nuevo reporte para el Perú y el primero para la región Apurímac.

Respecto al aislamiento micelial, es de precisar que en vista de que en la colecta sólo fue posible hallar 04 carpóforos: 3 en buen estado y uno ya maduro, se decidió reservar los 03 primeros para los procedimientos de determinación taxonómica, análisis físicoquímicos y aislamiento en laboratorio; así que el último carpóforo fue destinado para el proceso de aislamiento procediendo de inmediato para no perder la muestra, sin embargo debido a su avanzada madurez y a la falta de temperatura de incubación (25°C) durante los primeros dos días, no fue posible su óptimo desarrollo micelial.

Todos los aislamientos exitosos tuvieron un tiempo de reacción micelial de 72 horas, este valor coincide con lo reportado por Mostajo (2004) para *Auricularia delicata* y Quispe (2003) para *Pleurotus djamor*.

El crecimiento micelial del medio PDA fue el más óptimo a nivel general por ser el más veloz esto se debe a la presencia de Glucosa en su composición ya que las hexosas son mejores que los polisacáridos para el crecimiento micelial (Chang & Miles, 2004), lo contrario pasó con el medio AM pues no tuvo una fuente primigenia de carbono en su composición (mono o disacárido) por lo que el hongo tuvo primero que descomponer el almidón de la harina de maíz para su absorción retardando su crecimiento (Cepero et al 2012).

Para el caso de estudios relacionados al cultivo de hongos, Sánchez & Royse (2001) señalan que es importante el uso de la velocidad de colonización de un sustrato mediante el incremento radial de la colonia, en base a ello se observa que la mayor velocidad de crecimiento micelial reportada para el medio PDA con 13.35 mm/día supera a las velocidades halladas por Holgado (2013) para *Pleurotus ostreatus* y *P. djamor* con 12.43 mm/día y 6.14 mm/ día respectivamente en Agar cerveza; Bautista & Sánchez (2011) para *Pycnoporus sanguinus* con 11,7 mm/día en EMA y Omarini (2009) para *Polyporus tenuiculus* con 6.21 mm/día en PDA, por lo tanto la cepa de *Lentinus sp. aff. levis* tiene un buen potencial de cultivo pues un micelio con un buen crecimiento tiene ventaja al reaccionar de forma anticipada frente a los posibles contaminantes ganando superficie y recursos alimenticios.

El micelio del Qepatari presentó un menor desarrollo a 20°C probablemente por la disminución de su metabolismo volviéndose más lento, así mismo a 30°C tampoco logró un desarrollo veloz pues en algunos casos las temperaturas altas desactivan enzimas influyendo en el metabolismo y por ende en el crecimiento (Chang & Miles, 1989). La temperatura óptima para el crecimiento micelial de *Lentinus sp. aff. levis* (25°C) representa un valor intermedio entre estos márgenes y coincide con la reportada por Omarini (2009) para *Polyporus tenuiculus* en medio de cultivo APG.

Por otro lado se observó que el medio EMA a pesar de no ser el más veloz, evidenció una morfología con un micelio más algodonoso a diferencia del que creció en el medio que tuvo la mayor velocidad de crecimiento que fue PDA, ello podría deberse a la presencia de peptona en la composición del medio EMA que sirvió de fuente de nitrógeno incentivando la ramificación de las hifas y por consiguiente el aumento de biomasa pues en algunos estudios con *Pleurotus ostreatus* se ha evidenciado que éste produce mayor biomasa en presencia de fuentes de nitrógeno orgánico (Papaspýridi, 2010), pero Ferrer et al (2019) recomiendan que la concentración de la peptona no debe superar los 3.5 g./l porque de lo contrario disminuiría esta producción.

De acuerdo a Sánchez & Royse (2001) los hongos de manera general se comportan distintamente dependiendo del medio de cultivo variando incluso su morfología, color y tasa de crecimiento, ello explicaría las distintas variaciones cualitativas y cuantitativas observadas durante el desarrollo micelial de *Lentinus sp. aff. Levis* en el presente estudio.

En relación al test de Duncan, el micelio de *Lentinus sp. aff. levis* logró desarrollarse sobre todas las formulaciones de sustratos, sin embargo, en la siguiente etapa, al realizar la siembra para la fructificación, no se observó tal característica pues la fórmula F2 compuesta en su mayoría por aserrín de eucalipto (80%) interrumpió su desarrollo, posiblemente por la presencia de aceites esenciales que resultan antagonistas para algunas especies de hongos comestibles, lo mismo que sus residuos metabólicos (Albertó, 2008). La fórmula F4 con 20% aserrín de eucalipto y 80% rastrojo de trigo presentó mejor respuesta probablemente por el bajo porcentaje de eucalipto en su composición llegando a completar su desarrollo micelial en incubación, sin embargo no fue posible la obtención de carpóforos, lo que hace suponer que las maderas duras con taninos y aceites esenciales como el eucalipto no son convenientes para el cultivo del Qepatari; a diferencia de los sustratos compuestos por aserrín de aliso (madera suave) y rastrojo de trigo donde sí se lograron obtener carpóforos. Sin embargo, existen otros hongos como *Lentinula edodes* y *Polyporus sanguinus* (Omarini 2009) que obtienen un buen desarrollo y fructificación en proporciones de aserrín de eucalipto hasta el 100%.

La fórmula F1 (80% Aserrín de Aliso + 20% Rastrojo de trigo) obtuvo carpóforos de tamaño intermedio G3 (10-14.9cm) mayoritariamente (75%) a diferencia de F3 (80% rastrojo + 20% aserrín de aliso) que tuvo carpóforos de G2 y G3 (5-14.9 cm) en iguales proporciones, de acuerdo a Dávila (2017) esta diferencia podría estar más relacionada con la cepa del hongo sin influencia directa del sustrato.

Según Toscano et al (2015) la biomasa lignocelulósica por lo general se encuentra químicamente compuesta de 35-55 % en celulosa, 20-40 % hemicelulosa y de 10-25 % de lignina , estos rangos determinan la selección del proceso de conversión (degradación) como la subsecuente complejidad del proceso y también explican la cantidad de energía almacenada en un sustrato; de acuerdo a ello se infiere que la formulación F3 siendo la mejor y la más óptima, tuvo el menor Ciclo de cultivo posiblemente por la alta cantidad de hemicelulosa y celulosa, presente en el componente mayoritario que fue el rastrojo de trigo (80%), lo cual sugiere una degradación más rápida por parte del hongo; a diferencia de la fórmula F1 que tenía mayor proporción de aserrín de aliso que implica un mayor contenido de lignina y por ende mayor tiempo de degradación (Chang & Miles 1989).

Una vez efectuada la única cosecha en F1 y F3, y al término del experimento, se mantuvieron ambas formulaciones en estado de fructificación tratando de inducir una nueva cosecha, que se dio, pero únicamente en 03 bolsas de la fórmula F1 paulatinamente por espacio de 01 mes (datos no mostrados). Esta ausencia de una segunda cosecha en F3 fue probablemente por el agotamiento de nutrientes, especialmente carbono debido al tamaño pequeño de la bolsa de prueba que en el caso del rastrojo fue de mayor pérdida por carecer de lignina como fuente de éste.

La eficiencia biológica obtenida en F3 y F1 corresponden a una producción aceptable y factible económicamente según Guarín & Ramírez (2004) pues superan el 50%; y se vislumbra que estos valores podrían ser mayores de realizar su cultivo en una mayor cantidad de sustratos por bolsa. Sin embargo, éstos parámetros de productividad son superados por los reportados por Dávila (2017) que obtuvo una EB de 64.6% en el cultivo de *Pleurotus dryinus* usando como sustrato la mezcla de bagazo de maguey ablandada por fermentación de 07 días y paja de cebada fermentada por 03 días (1:1); esta variación en el proceso influye de manera directa en los parámetros de productividad pues con la fermentación se hacen más disponibles y asimilables las fuentes de carbono y nitrógeno para el hongo. Así mismo el proceso de pasteurización empleado por Dávila (2017) (manteniendo una temperatura de 65°C por 18 horas) incide directamente en la no desnaturalización de muchos compuestos como la tiamina muy necesaria para el desarrollo micelial, a diferencia del presente estudio donde se realizó un proceso de esterilización en autoclave superando los 100°C, siendo éste el mecanismo mayormente empleado para la investigación experimental de cultivo de hongos (Chang & Miles, 1989).

De acuerdo a Chang & Miles (2004) existe mucho interés por caracterizar los componentes de los polisacáridos hidrosolubles de los cuerpos fructíferos de los hongos debido a su habilidad para inhibir el crecimiento de tumores; el alto valor de carbohidratos contenidos en el Qepatari significaría la posible presencia de diversos componentes como pentosas, metilpentosas, hexosas, disacáridos, aminoazúcares entre otros (Crisan & Sands, 1978) que probablemente cuenten también con propiedades medicinales.

Referente a aquellos componentes nutricionales de *Lentinus sp. aff. levis* que muestran valores menores en relación a cepas cultivadas como *Pleurotus ostreatus* y *Lentinula edodes*, se señala que según Crisan & Sands (1978), los factores ambientales, la diversidad genética, el tipo de sustrato, las técnicas de cultivo, la etapa de desarrollo, así como las variaciones de los diferentes métodos de análisis inciden en el contenido de nutrientes en los hongos y modificar los datos analíticos; por lo que la carencia de algún nutriente por parte del Qepatari en relación a los otros hongos, podría estar justificada por el tipo de sustrato de su procedencia silvestre o la formulación empleada; aun así estos datos reportados para *Lentinus sp. aff. levis* proporcionan información referencial de mucha importancia, que de acuerdo a Chang & Miles (2004) es útil y significativa para una comparación general cuando se trata del análisis de nutrientes en los hongos.

CONCLUSIONES

1. De acuerdo a su posición taxonómica, el hongo comestible Qepatari pertenece a la Clase Agaricomycetes, Orden Polyporales, Familia Polyporaceae, género *Lentinus*, especie *Lentinus sp. aff. levis*.
2. Se obtuvo la cepa aislada a partir de pseudotejido del hongo comestible *Lentinus sp. aff. levis* de manera exitosa, con mejor crecimiento en medio de cultivo EMA.
3. El medio de cultivo óptimo para la propagación vegetativa de *Lentinus sp. aff. levis* es PDA incubado a 25°C.
4. La fórmula F3 constituida por (80% rastrojo de trigo + 20% de Aserrín de Aliso y 1% de yeso del peso seco total) fue la más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos del hongo Qepatari con un Rendimiento promedio de 25.91%, una Eficiencia Biológica de 74.05% y Tasa de producción de 0.8.
5. Los carpóforos silvestres de *Lentinus sp. aff. levis* contienen 8 aminoácidos esenciales destacando la alanina con 268.1mg/100 y la Lisina con 123.0mg/100, ácidos grasos como el ácido linoleico con 3.288 mg/100 y los azúcares libres fructosa y glucosa. Así mismo junto con los carpóforos cultivados en F1 y F3, poseen mayores valores de ceniza, fibra y Ca que *Lentinula edodes* y *Pleurotus ostreatus* y un contenido proteico equivalente a éstos.

RECOMENDACIONES

- Continuar con la determinación taxonómica mediante descripciones más detalladas con una mayor población de muestras y realizar los análisis moleculares utilizando cultivos puros.
- Continuar con los trabajos de investigación referidos al cultivo de *Lentinus sp. aff. levis*, evaluando otros sustratos y métodos de siembra.
- Realizar los análisis bioquímicos pertinentes no contemplados en el presente estudio para seguir descubriendo los potenciales usos biotecnológicos, alimenticios y medicinales del Qepatari.
- Realizar más colectas, inventarios y muestreos en zonas poco estudiadas del país como son las regiones andinas, mesoandinas y bosques secos estacionales, dada la alta probabilidad de hallar especies endémicas o de rango de distribución restringida.
- Estudiar la asociación entre las especies forestales nativas y los hongos a nivel ecológico.
- Tomar en cuenta estos estudios para la conservación y restauración de estos bosques que presentan una diversidad de hongos que están en riesgo de desaparecer por la alteración de estos hábitats.

BIBLIOGRAFÍA

1. Albertó, E. (2008). *Cultivo Intensivo de los Hongos Comestibles: Como cultivar Champiñones Gírgolas, Shiitake y otras especies – 1ª ed.* – Buenos Aires Argentina: Editorial Hemisferio Sur.
2. ANA-DCPRH-Aguas Superficiales (2010). *Evaluación de Recursos Hídricos Superficiales en la Cuenca del Río Pampas*. Lima-Perú: MINAG 125 pp.
3. Arija, C.M. (2012). *Taxonomía, Sistemática y Nomenclatura, herramientas esenciales en Zoología y Veterinaria*. REDVET Rev. Electrón. V. Volumen 13 N° 7, Recuperado de <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n070712.html>
4. Arora, D. (1986). *Mushrooms Demystified*. Second Edition. China: Ten Speed Press; 1056 pág.
5. Bermúdez R. C, García N. & Murlot A. (2007). *Fermentación sólida para la producción de Pleurotus sp. Sobre mezclas de pulpa de café y viruta de cedro*. Tecnología Química, Vol XXVII, N° 02. Cuba: Universidad de Oriente. pp 55-62.
6. Boa, E. (2005). *Los HSC una visión global de su uso e importancia para las personas* (FAO). Recuperado de <http://www.fao.org/docrep/007/y5489e/y5489e00.htm#TopOfPage>
7. Bautista, N. Ch. & Sánchez, P. R. (2011). *Aislamiento y cultivo del hongo Pycnoporus sanguineus (L: Fr) Murr. para Evaluar la actividad Leishmanicida en promastigotes de Leishmania*. Tesis para optar al título profesional de Biólogo. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.
8. Brack, A. & Mendiola C. (2004). *Ecología del Perú*. Lima-Perú: Editorial Bruño.
9. Brack, A. (2014). *Biodiversidad y Alimentación en el Perú*. Seminario de biodiversidad y alimentación en el Perú. Lima: PNUMA. Recuperado de <http://www.parlatino.org/es/documentos>.
10. Camacho, M. (2010). *Estudio Taxonómico del complejo de Pleurotus, Lentinus y Panus en México*. Tesis para obtener el Grado de Maestro en Ciencias. Instituto Nacional de Ecología. Xalapa-México

11. Cano, A. & Romero, L. (2016). *Valor económico, nutricional y medicinal de hongos comestibles silvestres*. Revista Chilena de Nutrición, vol. 43, núm. 1, 2016, pp. 75-80. Sociedad Chilena de Nutrición, Bromatología y Toxicología. Santiago-Chile.
12. Cappello, S., López, E.S. & Sánchez, V. (2006). *Educación ambiental para conocimiento y uso de hongos en una comunidad chontal*. Olcuatitán, Nacajuca. Tabasco. Revista Horizonte Sanitario.Vol. 5 N° 2 pp. 44-54.
13. Catálogo de la Vida” (2020). Recuperado de <http://www.catalogueoflife.org/col/details/species/id/12de5a18841a10a90eb9b17727ddf226>
14. Cepero, M. C., Restrepo S. & Fraqncó A. (2012), *Biología de Hongos*, Universidad de los Andes, Colombia: Proquest ebrary.
15. Chang, S.T., Miles, P.G. (2004). *Mushrooms: cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact*. CRC Press, Boca Ratón.
16. Chang, S.T. & Miles, P.G. (1989) *Edible Mushrooms and Their Cultivation*. Florida.EEUU : CRC Press Inc
17. Chimey, C. & Holgado, M.E. (2010). Los hongos comestibles silvestres y cultivados en Perú. En Martínez-Carrera D., Curvetto N., Sobal M., Morales P. & Mora V.M.. (Eds.) *Hacia un desarrollo sostenible del sistema de producción-consumo de los hongos comestibles y medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el siglo XXI*. (pp 381-395) Puebla, México: Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales-COLPOS-UNS-CONACYT-AMC-UAEM-UPAEP-MINAP.
18. Corner, E. J. (1981). *Lentinus, Panus and Pleurotus, with particular interest in Species of Malasya*. Alemania: Editorial J. Cramer.
19. Crisan, E. V. & Sands, A. (1978). Nutritional Value of Edible Mushroom, En: S. T. Chang and W. A. Hayer, Eds., *Biology and Cultivation of Edible Mushrooms*. New York, EEUU: Academic Press. pp. 137-168.
20. Curvetto, N. R., Figlas, D., González, R., & Delmastro, S. (2005). Cultivo de Shiitake en bolsas: Cáscaras de semilla de girasol. En *Translation Handbook 2: Shiitake Mushroom Cultivation* (Ed.) (pp 27-133). Seul, Corea del Sur: Editorial Haeng-oon.

21. Dávila, L. R. (2017). *Cultivo de *Lentinus crinitus* (L.) Fr. sobre residuos agroindustriales y evaluación de la bioactividad de sus extractos*. Tesis presentada para optar al título de Magister en Ciencia y Tecnología de Alimentos.
22. Deacon, J. (2006). *Fungal Biology*. 4ta. Edición. Malden, MA, EEUU: Blackwell Publishing.
23. D.S. N° 040-2016-PCM (2016). *Diario Oficial El Peruano*. Lima-Perú. 09 de junio del 2016. Recuperado de: <https://busquedas.elperuano.pe/normaslegales/reordenan-ambitos-de-intervencion-directa-y-de-influencia-de-decreto-supremo-n-040-2016-pcm-1391146-1/>.
24. FAO (2016). *Directrices voluntarias para la incorporación general de la biodiversidad en las políticas, los programas y los planes de acción nacionales y regionales sobre nutrición*. Secretaría de la Comisión de Recursos Genéticos para la Alimentación y la Agricultura Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura Viale delle Terme di Caracalla. Roma (Italia)
25. FAO (2016). *El Estado Mundial de la agricultura y la alimentación: Cambio Climático, Agricultura y seguridad alimentaria*. Roma (Italia). Recuperado de www.fao.org/publications
26. Códex Alimentarius. (1981). *Hongos comestibles y sus productos.CX-STAN 038*. Programa Conjunto FAO/OMS. Recuperado de: <http://www.fao.org/fao-who-codexalimentarius/es/>
27. Franco, A. E., Vasco, A.M., López, C. A. & Boekhout T. (2005). *Macrohongos de la Región del Medio Caquetá – Colombia*. Universidad de Antioquia. Colombia
28. Fernández, F. (2005) *Manual Práctico de Producción Comercial de champiñón*. Guadalajara, Jalisco. México
29. Ferrer, J.C., Mas, S. M., Rodríguez, Y. & Morris, H. J. (2019). *Optimización del medio de cultivo para la producción de biomasa y compuestos fenólicos por *Pleurotus ostreatus* en fase sumergida utilizando la metodología de superficie de respuesta*. Revista Tecnología química [online]. 2019, Vol.39, N°.1, pp.

30. Gaitán, R., Salmones, D., Pérez, R., Mata G. (2006). *Manual práctico del cultivo de setas: aislamiento, siembra y producción*. Xalapa: Instituto de Ecología.
31. García, M. (2007). *Cultivo de setas y trufas*. España: Mundi-Prensa Libros.
32. Garibay, R., Ruán, F. & Estrada, E. (2010). *El conocimiento micológico tradicional, motor para el desarrollo del aprovechamiento de los hongos comestibles y medicinales*. En Martínez-Carrera D., Curvetto, N., Sobal, M., Morales P. & Mora V.M. (Eds.) *Hacia un desarrollo sostenible del sistema de producción-consumo de los hongos comestibles y medicinales en Latinoamérica: Avances y perspectivas en el siglo XXI*. (pp 381-395) Puebla, México: Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales-COLPOS-UNS-CONACYT-AMC-UAEM-UPAEP-IMINAP.
33. Gobierno Regional de Apurímac. (2005). *Mapa de Zonas de Vida Región Apurímac*. Equipo Técnico de Planificación – Gerencia Regional De Planeamiento, Ppto y Acondicionamiento Territorial. Apurímac – Perú.
34. Gobierno Regional de Apurímac. (2014). *Estudio de Diagnóstico y Zonificación de la Provincia de Chincheros – Región Apurímac*. Dirección Nacional Técnica de Demarcación Territorial. Presidencia del Consejo de Ministros-Perú. En: <http://dntdt.pcm.gob.pe/situacion-actual>.
35. González, M.M. (2014). *Metabolitos secundarios de Pleurotus dryinus cultivado sobre bagazo de maguey y paja de cebada*. Tesis para optar al Grado de Doctor Ciencias en Ecología y Biotecnología. Universidad Veracruzana. Xalapa-México.
36. Guarín, J.A & Ramírez, A.A (2004). *Estudio de Factibilidad Técnico-Financiero de un Cultivo del Hongo Pleurotus ostreatus en Cundimarca*. Trabajo de Grado para optar al título de Ingeniero Industrial. Pontificia Universidad Javeriana. Santa Fe de Bogotá.
37. Guzmán, G. (1995). *La diversidad de hongos en México*. Revista Ciencias, N° 39. México.
38. Guzmán, G., Mata, G., Salmones, D., Soto, C., Guzmán, L. (1993). *El cultivo de los hongos comestibles* Primera Edición. México: Instituto Politécnico Nacional.

39. Holgado, M.E., Aranzabal, R., Lazarte, R. Quispe, A., Pérez, K.A., Aguilar, F.B., Aguilar, F. (2019a). *Cultivo de Pleurotus spp. y Lentinula edodes bajo condiciones artesanales en comunidades campesinas de la Región Cusco*. Revista de Ecología Aplicada 18(2). DOI: [Http://dx.doi.org/10.21704/ rea.v18i2.1331](http://dx.doi.org/10.21704/rea.v18i2.1331).
40. Holgado, M.E., Aranzabal, R. & Lazarte, R. (2019b). *Cultivo Orgánico de hongos nutracéuticos en comunidades campesinas de Huayllay, Harin y San Nicolás de Bari*. Alpha Servicios Gráficos. Cusco – Perú.
41. Holgado, M.E. (2013). *Cultivo de Pleurotus ostreatus (Jacq. Ex Fr.) Kumm y Pleurotus djamor (Rumph. Ex Fr.) Boedijn (Tricholomataceae) en la Comunidad San Nicolás de Bari*. Zurite-Anta. Tesis para obtener el grado de Magister en Ciencias Mención Ecología y Recursos Naturales-UNSAAC. Cusco –Perú
42. Holgado, M. E., Delgado, J., Pérez, K. A., Bautista, N. Ch., Sánchez, P.R., Quispe, A., Vicente, Cl. (2010). *Etnomicología en el Festival del Cconcha Raymi*. Revista Q'euña N° 03: 58-59. Editorial Pantigoso, Cusco-Perú
43. Instituto Nacional de Estadística e Informática (2017). *Censo Nacional 2017*. Recuperado de www.inei.com.
44. Iriondo, J.M. 2000. *Taxonomía y conservación: dos aproximaciones a un mismo dilema*. Portugaliae Acta Biol.19: 1-7. Lisboa López-Rodríguez Cl., Hernández R., Suarez Ch. & Borrero M.
45. Ishwar, Y. & Ningombam, D. 2018. *Biomass burning. Regional Air Quality and Climate Change*. En Jerome Nriagu (Ed.) Earth Systems and Environmental Sciences, Edition: Encyclopedia of Environmental Health, Second Edition, Publisher: Elsevier Inc, 225 Wyman Street, Waltham, MA 02451, United States.
46. Jaramillo, S. & Albertó, E. (2019). *Incremento de la productividad de Pleurotus ostreatus mediante el uso de inóculo como suplemento*. Scientia Fungorum. 49. e1243. 10.33885/sf.2019.49.1243.
47. Kornerup, A. & Wanscher, J.H. (1978). *Mathuen Handbook of Colour*. Third edition. London: Eyre Methuen.
48. Largent, D.L. & Baroni, T. J. (1988). *How To Identify Mushrooms To Genus VI: Modern Genera*. Mad River Press.

49. Largent, D., Johnson, D. & Watling, R. (1977). *How To Identify Mushrooms To Genus III: Microscopic Features*, Mad River Press. I.S.B.N.-0-916-422-09-7.
50. Lechner, B. (2002). *Estudio de la biodiversidad, fisiología y cultivo de las especies silvestres del género Pleurotus (Basidiomycetes, Agaricales) en la República Argentina*. Tesis Doctoral, Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales.
51. León, H., Martínez, R., Caballero, P & Martínez, D. (2013). *Caracterización de dos cepas de Pleurotus djamor nativas de Oaxaca, México*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas Pub. Esp. Núm. 6, 14 de agosto - 26 de septiembre, 2013 p. 1285-1291.
52. Ley N°30455 (2016). *Diario Oficial El Peruano*. Lima-Perú. 14 de junio del 2016. Recuperado de <https://busquedas.elperuano.pe/normaslegales/ley-de-creacion-del-distrito-de-los-chankas-en-la-provincia-ley-n-30455-1392285-1/>
53. Linares, R. (2004). *Los Bosques Tropicales Estacionalmente Secos: II. Fitogeografía y Composición florística*. *Arnaldoa* 11:103-138
54. López, A. (2007). *Manual de producción de micelio de hongos comestibles*. Instituto de Genética Forestal-Universidad de Veracruz, México.
55. Martínez, D., Morales P., Sobal M., Bonilla M., Martínez W. & Mayett Y. (2012). *Los hongos comestibles, funcionales y medicinales: su contribución al desarrollo de las cadenas agroalimentarias y la seguridad alimentaria en México*. Pp. 449-474. In: *Memorias Reunión General de la Academia Mexicana de Ciencias: Ciencia y Humanismo (Agrociencias)*. Academia Mexicana de Ciencias, México, D.F. 750 pp.
56. Martínez, C., Curvetto, N., Sobal, M., Morales, P. & Mora, V. M. (Eds.). 2010. *Hacia un Desarrollo Sostenible del Sistema de Producción-Consumo de los Hongos Comestibles y Medicinales en Latinoamérica: Avances y Perspectivas en el Siglo XXI*. Red Latinoamericana de Hongos Comestibles y Medicinales-COLPOS-UNSCONACYT-AMC-UAEM-UPAEP-IMINAP, Puebla. 648 pp.
57. Martínez, D, Larque, A., Aliphath, M., Aguilar A., Bonilla M.& Martínez W. (2000). *La biotecnología de hongos comestibles en la seguridad y soberana alimentaria de México*. II Foro Nacional sobre Seguridad y Soberana

Alimentaria. Academia Mexicana de Ciencias-CONACYT, México,D.F.Pp.193-207.

58. Marshall, E. & Nair, N.G. (2009). *Make money by growing mushrooms*. Diversification booklet N° 7. Rural Infrastructure and Agro-Industries Division-FAO. Roma.
59. Mata, M., Halling R., Mueller G. (2003). *Macrohongos de Costa Rica*. Costa Rica: Editorial INBio. Vol.2
60. MINAM. (2016). *Lineamientos de Política de Inversión Pública en materia de Diversidad Biológica y Servicios Ecosistémicos 2015-2021*. Dirección General de Evaluación, Valoración y Financiamiento del Patrimonio Natural. Lima-Perú: Editora Diskcopy S. A. C.
61. MINAM. (2015). *Guía de inventario de la fauna silvestre*. Dirección General de Evaluación, Valoración y Financiamiento del Patrimonio Natural. Lima-Perú.
62. Mostajo, M. N. (2004). *Aislamiento y Evaluación de diversos sustratos para el crecimiento vegetativo del hongo *Auricularia delicata* (Fries) Henn del valle de la Convención- Cusco*. Tesis para optar el grado de Magister en Ciencias con Mención en Biología. UPCH. Lima – Perú.
63. Mushworld (2005). *Handbook of Cultivators- Shiitake*. Seul, Corea del Sur: Editorial Haeng-oon.
64. Omarini, A. (2009). *Producción intensiva sobre desechos lignocelulósicos, análisis nutricional y cualidades organolépticas de *Polyporus tenuiculus* (Polyporaceae, Basidiomycetes)*. Biodeterioro y biotransformación del sustrato. Tesis para optar el título de doctor en Biología Molecular y Biotecnología de la Universidad Nacional de General San Martín.
65. Pardos, F. (2004). *La taxonomía biológica: problemas lexicográficos y de traducción*. Universidad Complutense Real Academia Española en Las Palabras del Traductor-Actas del II Congreso «El español, lengua de traducción» pp: 119-128.Toledo-España.
66. Papaspyridi, L.M., Katapodis P., Gonou, Z., Kapsanaki-Gotsi, E., Christakopoulos, P. (2010). *Optimization of biomass production with enhanced glucan and dietary fibres content by *Pleurotus ostreatus* ATHUM 4438 under*

submerged culture. Biochemical Engineering Journal - BIOCHEM ENG J. 50. 131-138. 10.1016/j.bej.2010.04.008.

67. Pavlich, M.R. (2001). *Los Hongos Comestibles del Perú*. Revista de Ciencias Biológicas BIOTA N° 18: pp 3-19.
68. Pérez, K. A. (2018). *Estudio de la Ornitofauna e Ictifauna en le Cuenca del Río Pampas Sectores Río Blanco y Sapichaca – Región Apurímac*. Tesis para optar al grado de Biólogo.UNSAAC
69. Piepenbring, M. (2015). *Micología de los trópicos*. Alemania: Universidad de Zurich.
70. Programa de la Naciones Unidas para el Desarrollo (2016). *El PNUD y el Cambio Climático*. PNUD-Dirección de Políticas y Apoyo de Programas. New York-USA. Recuperado de <https://www.undp.org/content/dam/undp/library/Climate%20and%20Disaster%20Resilience/1-44%20Climate%20Change-SP-final-web.pdf>
71. Programa Mundial de Alimentos. (2014). *Seguridad Alimentaria y Cambio Climático: Perú*. Primera edición. Organización de las Naciones Unidas. Lima-Perú: Guzlop Editoras. Recuperado de <http://es.wfp.org/>
72. Quiñonez, M. & Garza, F. (2015). *Hongos silvestres comestibles de la sierra tarahumara de Chihuahua*. Universidad Autónoma de Ciudad de Juárez. Primera Edición. Chihuahua, México.
73. Quispe, G. (2003). *Aislamiento y Cultivo de cepas del hongo comestible Pleurotus djamor de Maranura Valle de la Convención*. Escuela de Post grado Víctor Alzamora Castro UPCH. Lima-Perú
74. Quispe, A. (2018.) *Evaluación de tres sustratos en base a estiércol de cuy y chala de maíz para el cultivo de Agaricus bisporus*. Distrito de San Jerónimo – Cusco. Tesis para optar al grado de Biólogo. UNSAAC
75. Rajaratnam, S., Sheshirekha, M.N. & Bano, Z. (1992). *Biopotential of basidiomycetes*. Adv. Appl. Microbiol 37: 232-361.
76. Romero, O., Barrios, J. M., Macías, A., Simón, A., Ibañez, A. & Juárez, F. (2009). *Análisis de Rentabilidad de un Sistema De Producción de Hongo Seta Bajo Condiciones de Invernadero, en el Municipio de Amozoc de Mota en el Estado de Puebla*. Revista Mexicana de Agronegocios pp. 34-44. Sociedad Mexicana de Administración Agropecuaria A.C. Torreón,

México. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=14118560005>

77. Roncero, I. (2015). *Propiedades Nutricionales Y Saludables De Los Hongos*. Centro Tecnológico de Investigación del Champiñón de La Rioja (CTICH). Argentina. Recuperado de [www.nutrinformo.com/Informe%20propiedades% 20nutricionales%20hongos.pdf](http://www.nutrinformo.com/Informe%20propiedades%20nutricionales%20hongos.pdf)
78. Rodríguez, G. (2005). *Fruticuluctura & Diversificación: plantación*. Año 13 N° 52. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuario - EEA Alto publicaciones Soberón, J., Llorente, J. Y Benítez, H.1996. An international view of national biological surveys. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 83: 562-573.
79. Sánchez, C. (2004). *Modern aspects of mushroom culture technology*. *Applied Microbiology and Biotechnology* 64 (6): 756-762.
80. Sánchez, J.E.; Mata, G. (eds.) (2012). *Hongos comestibles y medicinales en Iberoamérica: investigación y desarrollo en un entorno multicultural*. Tapachula: El Colegio de la Frontera Sur - Instituto de Ecología. 393 p
81. Sánchez, J.E & Royse, D. (2001). *La biología y el cultivo de Pleurotus spp*. El Colegio de la Frontera Sur Carretera Panamericana y Periférico Sur s/n. Barrio de María Auxiliadora San Cristóbal de Las Casas, Chiapas, México. UTEHA NORIEGA EDITORES.
82. SENAMHI (2018). Recuperado de www.senamhi.gob.pe
83. Singer, R. (1962). *The Agaricales in modern taxonomy*. Cramer, Weinheim.916pp
84. Song, B. (2005). *Introducción a los hongos ¿Qué es un hongo?* En Translation Handbook 1: Oyster Mushroom Cultivation. Mushworld (Ed.) (pp 1-4). Seul, Corea del Sur: Editorial Haeng-oon. Recuperado de [http://www.hongos comestibles-latinoamerica.com/P/P/oyster%20bien/capitulo%201%20 pag%2001-04.pdf](http://www.hongos_comestibles-latinoamerica.com/P/P/oyster%20bien/capitulo%201%20 pag%2001-04.pdf)
85. Stamets, P. & Chilton, J. (1983). *The mushroom cultivator; A practical guide to growing mushrooms at home*. Agarikon Press Olympia Washinton, EEUU.
86. Stuntz, D. E. (1977). *How to Identify Mushrooms to Genus IV: Keys to Families and Genera*. Mad River Pr Inc. ISBN-13: 978-0916422103.

87. Taiz, L. & Zeiger, E. (2002) *Plant physiology* 3rd ed. Sunderland: Sinauer Associates.
88. Toledo C.V. & Barroetaveña C. (2017). *Crecimiento micelial de especies silvestres de hongos Comestibles de los bosques andino-patagónicos: primeros pasos para su domesticación*. Bol. Soc. Argent. Bot. 52 (3): 435-446. 2017. ISSN 0373-580 X
89. Toscano, Lydia & Ayala, Alan & Montero, Gisela & Cervantes-Díaz, Lourdes & Ricardo, Torres & Uscanga, Erick & Moreno, María & Velázquez, Ángel. (2015). *Determinación simplificada del contenido de Lignina en paja de trigo por método volumetrico y su caracterización química*. Ciencia y Tecnología ISSN 1850-0870. 15. 113-124. 10.18682/cyt.v1i15.286.
90. Trutmann, P., Holgado, M.E., Quispe, A. & Luque, A. 2012. *Native mushrooms, local knowledge, and potencial for food and health in the Peruvian Andes: Update 2012*. Global Mountain Action, Annual Report 2012. Recuperado de https://www.academia.edu/6918119/Native_Mushrooms_Local_Knowledge_and_Potential_for_Food_and_Health_in_the_Peruvian_Andes_Update_2012.
91. Trutmann, P. & Luque, A. (2012). *Los hongos olvidados del Perú*. En E. Rivera (Presidencia), VI Congreso Nacional de Investigaciones en Antropología, Puno, Perú
92. Wright, J. & Albertó, E. (2002). *Guía de Hongos de la Región Pampeana I. Hongos con Laminas*. Buenos Aires, Republica de Argentina: Editorial Colin Sharp.
93. Wright, J. & Albertó, E. (2006). *Guía De Hongos de la Región Pampeana II. Hongos sin Laminas*. Buenos Aires, Republica de Argentina: Editorial Colin Sharp.
94. Yamillé, S. & Fabio, P. (2001). *Manual de Micología Aplicada*. 1ra Edición. Editorial Universidad de Antioquia.

ANEXOS

ANEXO I

Tabla 24

MATRIZ DE CONSISTENCIA

TITULO: TAXONOMÍA Y CULTIVO DEL HONGO COMESTIBLE QEPATARI DE LA LOCALIDAD DE RÍO BLANCO, DISTRITO LOS CHANKAS – APURÍMAC, 2017

<p>PROBLEMA GENERAL ¿Cuál es la taxonomía del hongo comestible Qepatari de la localidad de Río Blanco – Apurímac, y será posible su cultivo en residuos lignocelulósicos?</p> <p>PROBLEMAS ESPECÍFICOS</p> <p>a) ¿Cuál es la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari?</p> <p>b)</p> <p>c) ¿Será posible la obtención de la cepa del hongo en estudio?</p> <p>d) ¿Cuál es el medio de cultivo sólido y la temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari?</p> <p>e) ¿Cuál es la formulación de sustratos lignocelulósicos óptima para la obtención de cuerpos fructíferos?</p> <p>f) ¿Cuál es la composición fisicoquímica de los carpóforos silvestres y cultivados</p>	<p>OBJETIVO GENERAL Determinar la Taxonomía del hongo comestible Qepatari de la localidad de Río Blanco – Apurímac y estudiar su cultivo en residuos lignocelulósicos.</p> <p>OBJETIVOS ESPECIFICOS</p> <p>a) Determinar la posición taxonómica del hongo comestible Qepatari.</p> <p>b) Obtener la cepa del hongo en estudio.</p> <p>c) Seleccionar el medio de cultivo sólido y temperatura óptimos para la propagación vegetativa del hongo comestible Qepatari.</p> <p>d) Determinar la formulación de sustratos lignocelulósicos más óptima para la obtención de cuerpos fructíferos.</p> <p>e) Realizar el análisis fisicoquímico de los carpóforos silvestres y cultivados del hongo.</p>	<p>HIPOTESIS GENERAL El hongo comestible Qepatari de la localidad de Río Blanco – Apurímac, puede ser determinado taxonómicamente y cultivado en residuos lignocelulósicos.</p> <p>HIPÓTESIS ESPECÍFICAS</p> <p>a) La posición taxonómica del hongo comestible Qepatari corresponde a la Clase Agaricomycetes, Orden Polyporales, Familia Polyporaceae.</p> <p>b) Se puede obtener la cepa del hongo en estudio a partir de pseudotejido</p> <p>c) Existe diferencia significativa en el crecimiento micelial del hongo comestible Qepatari en los medios de cultivo sólidos a distintas temperaturas.</p> <p>d) Existe diferencia significativa entre los parámetros de productividad de las formulaciones de sustratos lignocelulósicos evaluadas.</p> <p>e) Los carpóforos del hongo en estudio poseen altos valores nutricionales.</p>	<p>VARIABLES INDEPENDIENTES</p> <ul style="list-style-type: none"> - Hongo comestible silvestre - Temperatura - Medios de Cultivo sólidos - Sustratos lignocelulósicos <p>VARIABLES DEPENDIENTES:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Caracteres taxonómicos - Análisis fisicoquímico - Cepa del hongo - Crecimiento micelial - Parámetros de productividad
---	--	--	---

JUSTIFICACION	METODO	UNIVERS O	POBLACION	MUESTRA
<p>A través de la presente investigación se busca contribuir al conocimiento científico y desarrollo de nuestro país con la puesta en valor del hongo comestible nativo Qepatari que por sus características morfológicas, ecológicas, organolépticas y nutraceuticas posee un gran potencial de cultivo que de lograrse, servirá de antecedente siendo una actividad de carácter transferible y replicable en su entorno, dándole utilidad a los residuos lignocelulósicos propios de las cosechas, evitando su quema y creando oportunidades de comercio y mejorando los ingresos económicos de los pobladores, incrementando las posibilidades de adquirir una alimentación saludable, de manera continua y amigable con el medio ambiente; así mismo los hongos son un componente vital en la estructura y funcionamiento de los ecosistemas, debido a que desempeñan diversas funciones de tipo ecológico y fisiológico; además que pueden ser mediadores e integradores que contribuyen al desarrollo de las poblaciones vegetales, particularmente al de las especies arbóreas (Cappello et al, 2006). Finalmente de acuerdo a Piepenbring (2015), existe un bajo número de micólogos activos en los trópicos por lo que no existen inventarios completos de hongos; siendo muy importante mejorar y ampliar nuestro conocimiento sobre ellos para entender su diversidad y filogenia y encontrar nuevas maneras de utilizarlos como recursos naturales sin perjudicar los ecosistemas.</p>	<p>Muestreo: No Probabilístico</p> <p>Técnica: Observación y medición</p> <p>Instrumento: Elaboración de fichas de datos y recojo de información</p>	<p>_____</p>	<p>Todos los cuerpos fructíferos del hongo comestible Qepatari.</p>	<p>Censal</p>

ANEXO II.

Tabla 25

FICHA DE COLECTA DEL HONGO COMESTIBLE QEPATARI

Fecha:

Lugar:

Coordenadas:

Altitud:

T° Mínima:

T° Máxima:

HR Mínima:

HR Máxima:

Hábito:

Hábitat:

Estado de pudrición del árbol:

Tipo de pudrición generada por el hongo:

Peso total:

Tamaño total:

ANEXO III.

COMPOSICIÓN DE LOS MEDIOS DE CULTIVO EMPLEADOS

1. Agar Maíz

Agar agar.....15gr
Harina de Maíz.....2 gr.
Agua destilada.....1000ml

2. Agar Salvado de trigo

Agar agar.....15gr
Salvado de trigo.....2 gr.
Sacarosa.....2 gr.
Agua destilada.....1000ml


3. Papa Dextrosa Agar

PDA.....39 gr.
Agua destilada.....1000ml

4. Extracto de Malta Agar

EMA.....48 gr.
Agua destilada.....1000ml

ANEXO IV.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, FÍSICAS Y MATEMÁTICAS
 Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú

UNIDAD DE PRESTACIONES DE SERVICIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
 DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA
INFORME DE ANÁLISIS

Nº0227-19-LAQ



SOLICITANTE: KARIN ANTONIETA PEREZ LEGUIA
DIRECCION : CUSCO
MUESTRA : SUSTRATO LIGNO-CELULOSICO

1.- Aserrín de aliso (Alnus acuminata)
 2.- Aserrín de eucalipto (Eucalyptus globulus)
 3.- Chala de Maíz
 4.- Rastrojo de trigo

FECHA : C/10/06/2019
RESULTADO ANALISIS:

	N	C
	%	%
Aserrín de aliso	0.301	27.76
Aserrín de eucalipto	0.196	24.19
Chala de Maíz	0.538	27.19
Rastrojo de trigo	0.781	24.20


Métodos: Kjeldahl Y Calcinación
 Cusco, 14 de Junio 2019


Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco
 Unidad de Prestación de Servicios Químicos
Melitades Herrera Arteaga
 RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO

Figura XLIV. Resultados del Análisis Físicoquímico de los Sustratos Lignocelulósicos

ANEXO V.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS
 Av. de la Cultura 733 - Población "C" Of. 105 1er. piso - Telefax: 224631 - Apartado Postal 321 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
 DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS
 190240-19-LAQ

SOLICITANTE: PEREZ LEBUITA KARIN ANTONIETA
 MUESTRA : HONGO COMESTIBLE " Q'epantari " (SECO)
 PROCEDENCIA: POBLADO RIO BLANCO
 DISTRITO : LOS CHANKAS
 PROVINCIA : CHINCHERO
 REGION : APURIMAC
 FECHA : 01/07/2019

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO:


Humedad %	5.30
Proteína % *	15.90
Grasa %	2.13
Ceniza %	8.35
Fibra %	13.80
Carbohidratos %	68.32
Calcio mg/100	72.70
Magnesio mg/100	110.20
Hierro mg/100	10.70
Fósforo mg/100	697.40
Zinc mg/100	11.90
Potasio mg/100	1240.40

=====

* Factor de conversión a proteína 6.25

Métodos: NIT 205.037, AOAC 955.04, AOAC 920.39, AOAC 942.05
 AOAC 962.09, Diferencia. Ca y Mg E.D.T.A., Fe y Zn
 J. Fries. Potasio, Cobaltinitrato de Sodio, Fosforo
 Molibdato de Anonio.

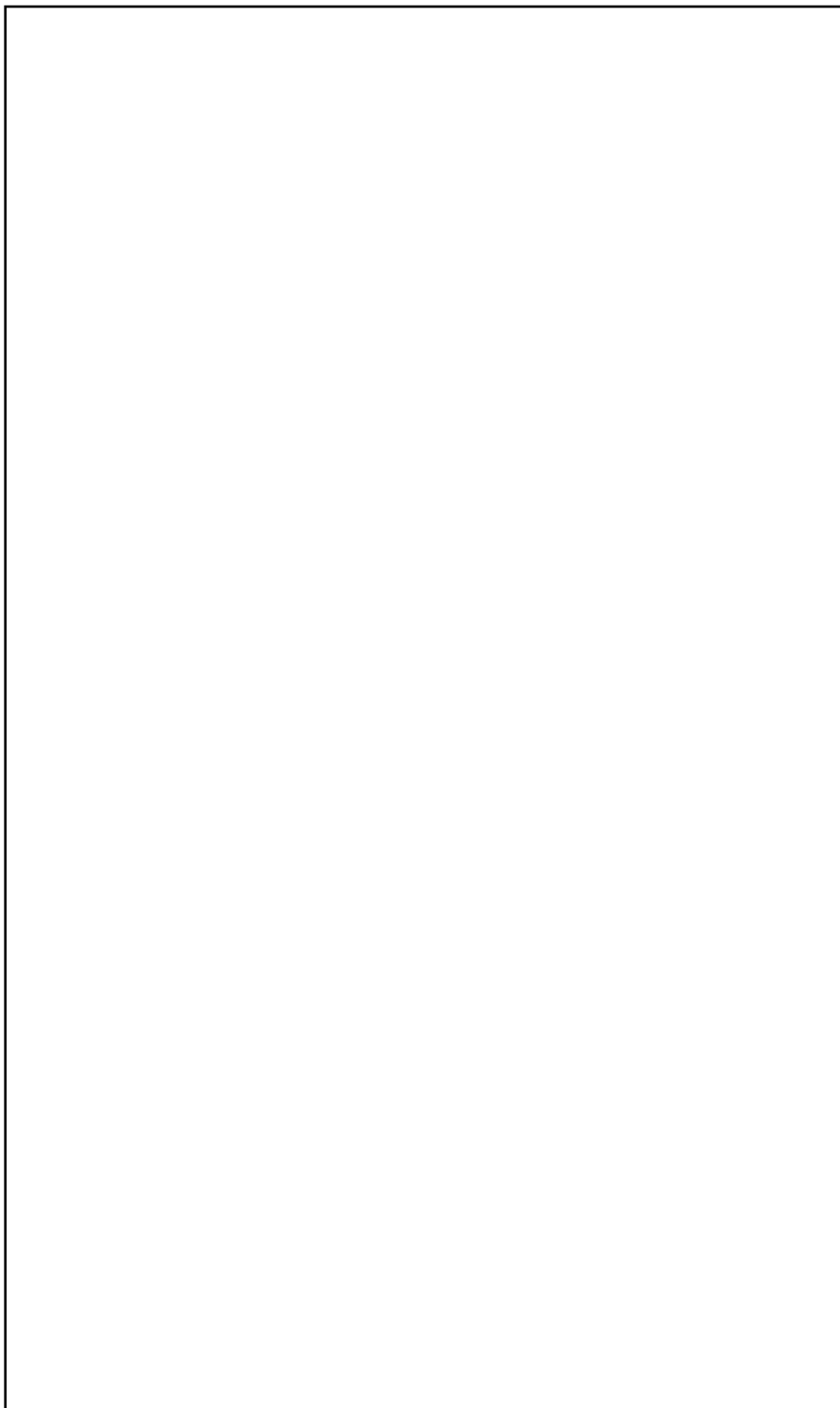
Cusco, 10 de Julio 2019



LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
 DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA
 FACULTAD DE CIENCIAS
 UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAAD DEL CUSCO

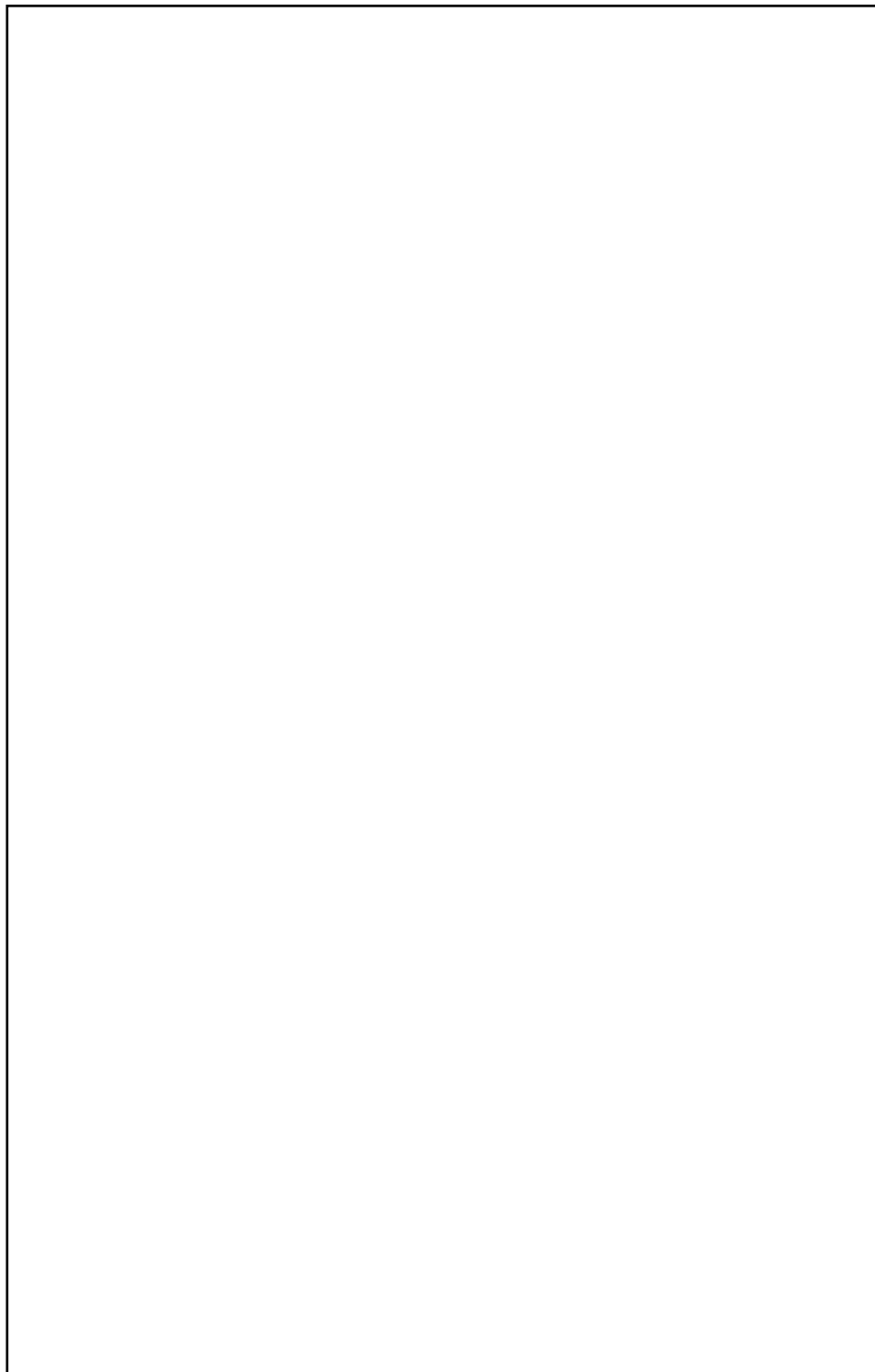
Figura XLV. Resultados del Análisis Físicoquímico del Carpóforo Silvestre

ANEXO VI.




***Figura XLVI. Resultados del Análisis Físicoquímico del
Carpóforo Cultivado en F1***

ANEXO VII.



***XLVII. Resultados Del Análisis Físicoquímico del
Carpóforo Cultivado En F3***

ANEXO VIII.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS
 LABORATORIO DE CROMATOGRAFIA Y ESPECTROMETRIA – Pabellón de Control de Calidad
 AV. De la Cultura 733 CUSCO-PERU Contacto 973868855

RESULTADOS Cusco 12 de Junio 2018


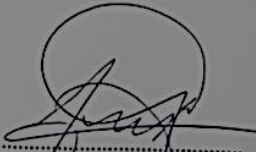
Solicitante : Karin Antonieta Pérez Leguía
 Tipo de Análisis : Determinación de Aminoácidos
 Tipo de Muestras : Hongo comestible Q'epatari (Rio Blanco Apurimac)
 Cantidad de Muestra : 1 solido con 30g aproximadamente
 Almacenamiento : 4 °C.

Condiciones de Análisis por HPLC
 Cromatógrafo: Agilent serie 1200
 Columna: Zorbax Eclipse AAA Rapid Resolution 4.6 x 75mm, 3.5um
 Flujo de Columna: 2.0 ml/min.
 Solvente A: Buffer NaH₂PO₄ a pH 7.8
 Solvente B: Acetonitrilo ; Metanol: Agua (45;45:10)

Tipo	Aminoacido mg/100g
Aspartic Acid	88.1
Glutamic Acid	274.0
Serine	324.9
Histidine	53.7
Glycine	293.2
Threonine	70.8
Arginine	569.1
Alanine	268.1
Tyrosine	210.0
Cystine	0.0
Valine	136.2
Methionine	0.0
Phenilalanine	60.1
Isoleucine	69.5
Leucine	123.0
Lysine	118.4
Proline	0.0

Nota: La metodología desarrollada para la determinación de aminoácidos es de acuerdo a la literatura descrita con algunas modificaciones:


- Henderson J. w., Brooks A. 2010 Improved Amino Acid Methods using Agilent ZORBAX Eclipse Plus C18 Columns for a Variety of Agilent LC Instrumentation and Separation Goals Agilent Technologies, Inc., 2010 Printed in the USA April 6, 2010 5990-4547EN
- J. Lopez-Herrández, J. Simál-Lozano, and M.J. Oruña-Concha 1997 Determination of Amino Acids in Green Beans by Derivatization with Phenylisothiocyanate and High-Performance Liquid Chromatography with Ultraviolet Detection Journal of Chromatographic Science, Vol. 35, April 1997

Quim. Jorge Choquenaira Parí
 Analista del Laboratorio de Cromatografía y
 Espectrometría - LNSAAC.
 CCP - 914

Figura XLVIII. Resultados del Análisis Cromatográfico de Aminoácidos

ANEXO IX.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS
 LABORATORIO DE CROMATOGRAFIA Y ESPECTROMETRIA - Pabellón de Control de Calidad
 AV. De la Cultura 733 CUSCO-PERÚ Contacto 973868855

RESULTADOS

Cusco, 19 de Abril del 2019

Solicitante : Karin Antonieta Pérez Leguía
 Tipo de Análisis : Determinación de Acidos Grasos
 Metodo : Cromatografía de Gases GC-MS.
 Tipo de Muestras : Hongo Comestible "G'epatari"
 Cantidad de Muestra : 1 aprox. 10 gr
 Almacenamiento : 4 °C.

Acido graso	Acido graso mg/100gr Hongo
Palmitic Acid ME (C 16:0)	0.942
Oleic Actd ME(C18:1n9c)	3.218
Linoleic Acid ME(C18:2n6c)	3.288

Condiciones de Análisis de Ácidos Grasos
 Cromatógrafo: Agilent 6890N
 Software de Control: Chemstation B.030
 Detector de Masas Agilent: 5975B
 Energía de Ionización: 70eV
 Modo de Ionización: Impacto Electrónico (IE)
 Modo de escaneo de masas: 40 400 uma
 Retraso del disolvente: 7.0 minutos
 Inyector Automático: Agilent 7683B
 Columna: DB-23, 60m x I.D 0.250 x 0.15um Film.

Condiciones del cromatografo.
 Temperatura del Horno inicial 135°C
 Rampa:


Pasos	°C/min	temp °C	Final time
Inic.	0	135	
1	0	135	5.00
2	5.00	230	12.00

 Tiempo de Analisis: 35.00 min

Puerto de Inyección
 Modo: Split
 Relación de Split: 1:1
 Temp. Inicial: 250 °C
 Tipo de Gas: Helio
 Flujo: 0.7 mL/min
 Volumen de Inyección: 1.0uL

Nota: La identificación se baso mediante la comparación de un mix de 19 acidos grasos, expresa el contenido detectado de acidos grasos metil ester por 100 gramos de muestra, la metodología desarrollada para la determinación de ácidos grasos es de acuerdo a la literatura descrita.

- Frank David Improving the Analysis of Fatty Acid Methyl Esters Using Retention Time Locked Methods and Retention Time Databases Agilent Technologies, Inc. 2008.
- GC Analysis of a Grain Fatty Acid Methyl Ester (FAME) Mix on SP™-2560
<https://www.sigmaaldrich.com/technical-documents/articles/analytical-applications/gc/gc-analysis-of-a-grain-fatty-acid-methyl-ester-fame-mix-797-0004.html>



Ing. Jorge Choquenaira Pari
 Analista del Laboratorio de Cromatografía y Espectrometría - UNSAAC.
 CCP - 914

Figura XLIX. Resultados del Análisis Cromatográfico de Ácidos Grasos

ANEXO X.




	UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO FACULTAD DE CIENCIAS LABORATORIO DE CROMATOGRAFIA Y ESPECTROMETRIA - Pabellón de Control de Calidad AV. De la Cultura 733 CUSCO-PERÚ Contacto: 973868855						
RESULTADOS							
Cusco, 19 de Abril del 2019							
Solicitante	: Karin Antonieta Pérez Leguía						
Tipo de Análisis	: Detección de Carbohidratos por Cromatografía Líquida						
Tipo de Muestras	: Hongo						
Cantidad de Muestra	: Hongo Comestible "G'epatari"						
Cantidad de Muestra	: 1 aprox. 10 gr						
Almacenamiento	: 4 °C.						
Condiciones de Análisis por HPLC con detección por índice de refracción (RID)							
Cromatógrafo:	Agilent serie 1200						
Columna:	Zorbax Carbohydrate 4.6 x 250mm, 5µm						
Flujo de Columna:	1.4 ml/min.						
Temperatura:	40 °C						
Fase Móvil:	Acetonitrilo: Agua (75:25)						
Detección:	Índice de Refracción RID						
Azúcares							
<table border="1"><thead><tr><th>Carbohidrato</th><th>g/100g Muestra</th></tr></thead><tbody><tr><td>Fructosa</td><td>1.1100</td></tr><tr><td>Glucosa</td><td>2.6949</td></tr></tbody></table>		Carbohidrato	g/100g Muestra	Fructosa	1.1100	Glucosa	2.6949
Carbohidrato	g/100g Muestra						
Fructosa	1.1100						
Glucosa	2.6949						
Nota: El análisis efectuado expresa el contenido de glucosa y fructosa en gramo por 100 gr de muestra, la metodología desarrollada para la determinación de azúcares es de acuerdo a la literatura descrita.							
<ul style="list-style-type: none">Agilent Technologies USA 2003 Typical Performance of ZORBAX Carbohydrate Analysis Column N° 820629-008c.Zhou, S., Tang, Q., Luo, X., Xue, J.-J., Liu, Y., Yang, Y., ... Feng, N. (2012). Determination of carbohydrates by high performance anion chromatography-pulsed amperometric detection in mushrooms. <i>International Journal of Medicinal Mushrooms</i>, 14(4), 411-417.							
							
Guim, Jorge Choquenaira Pari Analista del Laboratorio de Cromatografía y Espectrometría - UNSAAC CQP - 914							

Figura L. Resultados del Análisis Cromatográfico de Azúcares Libres

ANEXO XI.




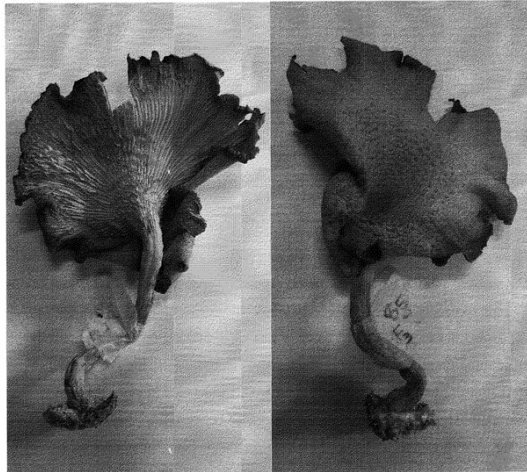
	UNIVERSITY OF WARSAW	
<small>Faculty of Biology Department of Molecular Phylogenetics and Evolution dr hab. Marta Wrzosek</small>		
Warsaw, January 22th.2020		
<u>Certificate</u>		
To whom it may concern:		
The letter of certification is prepared to confirm that		
1) I have received a sample of edible fungus belonging probably to the genus <i>Lentinus</i> , sent by the student Karin Antonieta Pérez Leguía, for the confirmation of the genus affinity and taxonomic determination of the species using molecular techniques.		
2) To achieve the goal the standard fungal barcode was used. ITS region is known as valuable for species identification in fungi. Especially for species-level identification, the ITS is the most useful, as it is the fastest evolving portion of the rRNA cistron. Due to its ease in amplification, widespread use, and appropriately large barcode gap (i.e., the difference between interspecific and intraspecific variation), the ITS was chosen as the official barcode for fungi. [See: Schoch C. L.; Seifert K. A.; Huhndorf S.; Robert V.; Spouge J. L.; Levesque C. A.; Chen W. Fungal Barcoding, C.; Fungal Barcoding Consortium Author, L. Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 2012, 109, 6241–6246.]		
3) The two sequences of high quality were obtained for the strain (Sanger method) with the primer: ITS1F (two repetitions of PCR run). The obtained sequences correspond to the sequences of the species <i>Lentinus levis</i> , (Berk. & M.A.Curtis) Murrill with a similarity of 88.30-89.97 % (NCBI blastn comparison for all databases) and to <i>Pleurotus cystidiosus</i> var. <i>formosensis</i> with the similarity of 88.49 % (NCBI blastn comparison, query only for type materials)		
4) The taxonomic study should be continued using both morphological and molecular approach. The strain could represent the new species for science.		
This certificate is granted for the purposes that the data subject sees as appropriate.		
KIND REGARDS		
<small>Centrum Nauk Biologiczno-Chemicznych UW</small>  <small>dr hab. Marta Wrzosek Kierownik Laboratorium Mykologicznego</small>		
<small>Ulji Miecznikowa 1, 02-096 Warsaw, POLAND tel.: +48 22 55 41 104, fax: +48 22 55 41 106 e-mail: dziekan@biol.uw.edu.pl http://www.biol.uw.edu.pl</small>		
1		

Figura LI. Certificado de la Determinación Taxonómica Molecular (a)

APPENDIX:

1. The picture of the fungus



2. The sequences obtained during the investigations:

ITS1F

```
5'GATCGTMMGGTTCCGTAGGTGAACCTGCGGAAGGATCATTAAATGAATTCGCTCTTGAAGTTGTCGCTG
GCCCTAAGGGGGTATGTGCACGCTTCATTAGTCCATTCAACCACCTGTGCACCTTTGATAGATTCGTTG
AGTGGGGCCAGATAAAGGAGCCCACTTTGGGGTCTATATTACACACACCTTAAATGTATGTCTATGAAT
GTTATTACTTTGGGCCATGTGCCTATAAACCTAATCAACTTCAACAACGGATCTCTGGCTCTCGCATC
GATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAAATCAGTGAATCATCGAATCTTTGAA
CGCACCTTGGCCCTTGGTATTCCGAGGGGCATGCCTGTTGAGTGTCTATTCTCAAATCTACAAA
GCTTTTGTGATGAGAATTTGGATTTGGGGGCTTGGCTTGTGACCGAGTCAGCTCCTTAAACGCA
TTAGCGGGACTTTGTTGCCTCTGCACATGGTGTGATAATTATCTACGCCGTTGTATGCAATAACTTATAA
GGCTGGCTCTCTAATCGTCCCTTCAGGACAATTTACTTTGACTATTTGACCTCAAATCAGGTAGGATTAC
CGCTGAACCTAAGCATATCAATAAGCGGAGGAA
```

ITS1Fa

```
5':AATCGTCCGGTTCCGTAGGTGAACCTGCGGAGGATCATTAAATGAATTCGCTCTTGAAGTTGTCGCTGG
CCCCTAAGGGGGTATGTGCACGCTTCATTAGTCCATTCAACCACCTGTGCACCTTTGATAGATTCGTTGA
GTGGGGCCAGATAAAGGAGCCCACTTTGGGGTCTATATTACACACACCTTAAATGTATGTCTATGAATG
TTATTACTTTGGGCCATGTGCCTATAAACCTAATCAACTTCAACAACGGATCTCTGGCTCTSGCATCG
```

```
ATGAAGAACGCARDAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAKAAATTCARTGAATCATCGAATCTTTGAAC
GCACCTTGGGGCCCTTTGGTATTCBLAGGGGCATGECCTGTTTGAATGTCAATTATCTCAAATCTMCAAG
CTTTTGTGATGARAATTTGGATTTTGGGGGCTTGGCTTGTGACBAGTCACTCTCTTAAACGCAT
ASCGGGACTTTGTTGCCTCTGCACATGGTGTGATAATTATCTACGCCGTTGTATGCAATAACTTATAARU
TCTGGCTCTCTAATCTCCCTTCAGGACAATTTACTTTGACTATTTGACCTCAAATCAGGTAGGATTACCC
GCTGAACCTAASCATATCAATAAGCGGAGGGA
```

Determinación Taxonómica Molecular
[Signature]
Dr. Félix Arturo Wroblewski
Instituto de Biología y Recursos Genéticos

Figura LII. Certificado de la Determinación Taxonómica Molecular (b)

XII. Panel Fotográfico



Figura LIII. Vista panorámica de la zona de colecta



Figura LIV. Descendiendo al bosque relicto

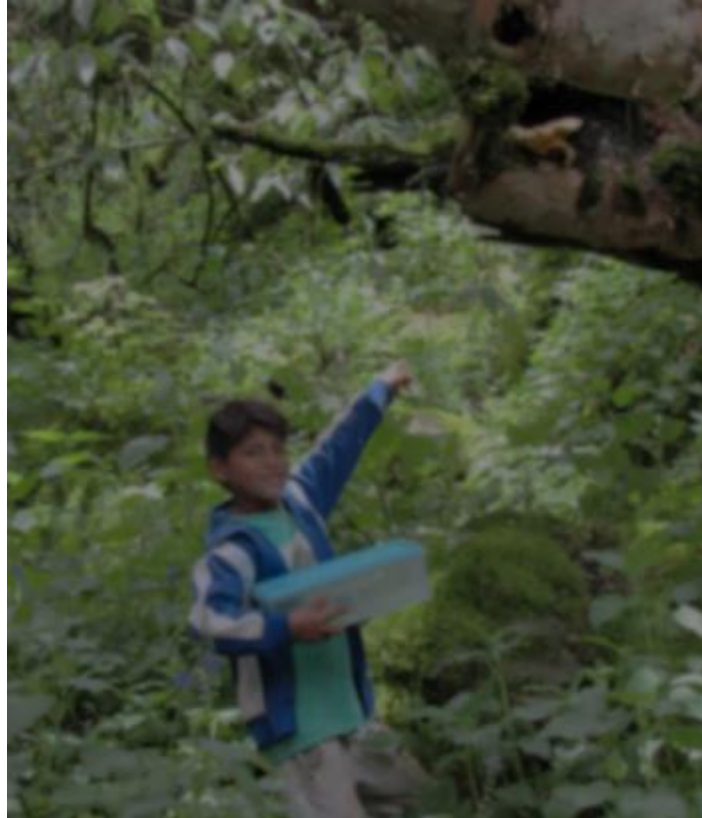


Figura LV. Hallazgo del hongo comestible Qepatari por Hans, su habitual colector y consumidor



Figura LVI. Registro de temperatura y humedad relativa in situ



Figura LVII. Colecta de carpóforos del Qepatari



Figura LVIII. Aislamiento micelial in situ



Figura LIX. Aislamiento micelial ex situ



Figura LX. Descripción morfológica usando literatura especializada



Figura LXI. Observación de estructuras en el esteroscopio



Figura LXII. Preparación de diferentes medios de cultivo



Figura LXIII. Toma de datos de las mediciones de crecimiento micelial



Figura LXIV. Elaboración del spawn o semilla: inoculación de los granos de trigo con el micelio del hongo



Figura LXV. Preparación de sustratos para la prueba de crecimiento lineal micelial en tubos (Test de Duncan)



Figura LXVI. Inoculación de los tubos de las 05 formulaciones de residuos lignocelulósicos con el micelio del hongo



Figura LXVII. Medición de crecimiento lineal micelial



Figura LXVIII. Desarrollo micelial en F1



Figura LXIX. Preparación de sustratos para la siembra y fructificación del hongo comestible Qepatari



Figura LXX. Pesado y embolsado de sustrato



Figura LXXI. Incubación a 25°C de los sustratos inoculados



Figura LXXII. Aparición de los primeros primordios en F1 en la Sala de Fructificación



Figura LXXIII. Desarrollo de carpóforos en las formulaciones F1 y F3



Figura LXXIV. Cosecha de carpóforos de *Lentinus sp. aff. levis* (Qepatari)



Figura LXXV. Pesado de los carpóforos cultivados

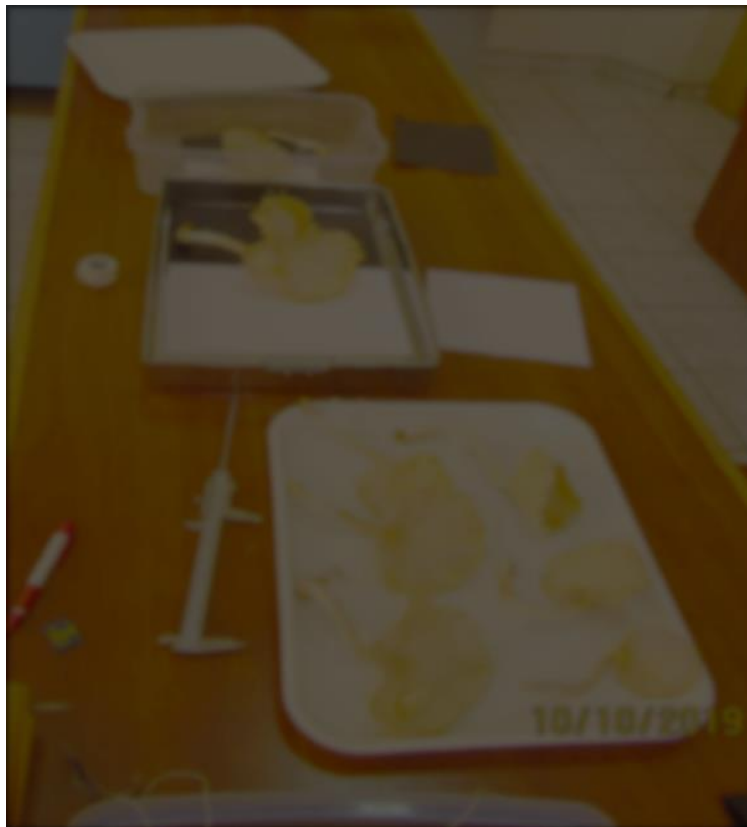


Figura LXXVI. Medición de los carpóforos cultivados



Figura LXXVII. Muestras secas y molidas preparadas para el análisis fisicoquímico

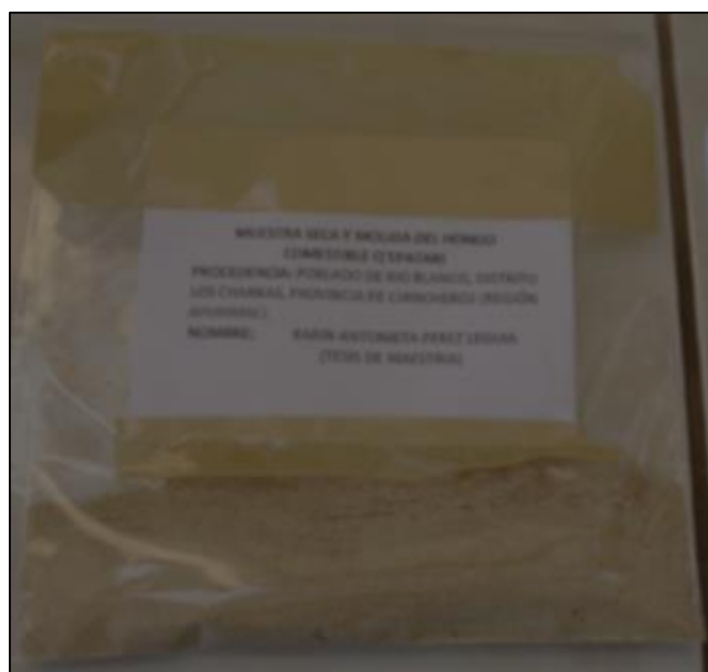


Figura LXXVIII. Muestras secas y molidas preparadas para el análisis cromatográfico