



**BENEMERITA UNIVERSIDAD  
AUTONOMA DE PUEBLA  
FACULTAD DE INGENIERIA QUÍMICA  
COLEGIO DE INGENIERIA EN ALIMENTOS**

**“CARACTERIZACIÓN NUTRIMENTAL Y FUNCIONAL DE 2  
ESPECIES DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES DE LA  
LOCALIDAD: SAN MIGUEL CANOA, PARQUE NACIONAL LA  
MALINCHE”**

**TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE LICENCIATURA EN  
INGENIERÍA EN ALIMENTOS**

**PRESENTA:**

**SURIEL ANTONIO CORTES RAMIREZ**

**DIRECTOR DE TESIS:**

**DRA. MARIA ELENA RAMOS CASSELLIS**

**COORDIRECTOR DE TESIS:**

**DR. MARCO ANTONIO MARIN CASTRO**

**11/03/2024**

## AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, agradezco a mi directora de tesis la Dra. María Elena Ramos Cassellis, por permitirme participar en este gran proyecto, apoyándome en cada momento y brindándome de su sabiduría para poder complementar los conocimientos que ya tenía. A su vez por su paciencia y esas pláticas en donde nos impulsaba a seguir mejorando como personas e investigadores ya que sin sus palabras y correcciones precisas no hubiese podido lograr llegar a esta instancia. Gracias por su guía y todos sus consejos, los llevaré grabados para siempre en la memoria en mi futuro profesional.

Al codirector, el Dr. Marco Antonio Marín Castro, ya que sin él no hubiéramos aprendido todos los conocimientos referentes a hongos, y conocer lugares enigmáticos de nuestro país, así como brindar su tiempo para solucionar nuestras dudas referentes al tema.

Al doctor Diego Ibarra Cantú, que nos brindó grandes conocimientos para complementar nuestra información, nos nutrió de conocimiento en temas de los cuales desconocíamos, y nos enseñó a no rendirnos y ser más profesionales en nuestro trabajo.

Y como no agradecer a mis padres los dos unos excelentes profesionistas, que están siempre para mí, apoyándome desde casa y diciendo que nunca me rinda, que siempre busque lo mejor para mí y mi futuro, a mi mamá Rayo, que ella me brinda alegría y paz, más que nada por que compartimos una gran pasión desde pequeños por la danza, a mi papa, ya que veo en él un gran ejemplo a seguir y me forma moral y éticamente como persona.

Además, a mi novia Lynette, la cual siempre ha estado en los buenos y malos momentos, brindando apoyo y cariño, siempre complementando y a su vez apoyándome para ser un excelente profesionista.

Y por último a todos mis compañeros que trabajaron conmigo codo a codo para poder complementar este proyecto, espero y logren cumplir todos sus planes a futuro y sean excelentes profesionistas.

## **DEDICATORIA**

A mis padres, Leoncio y Rayo, por acompañarme en cada paso que doy en la búsqueda de ser mejor persona y profesional.

También se la dedico a mis abuelitos que ya no están conmigo, pero que sé que desde el cielo me dan fuerzas para seguir adelante.

A mi novia Lynette, por todo su apoyo incondicional, por siempre confiar en mí y brindarme ese entusiasmo para decir si se pudo.

A mi abuelita Bicenta, que aún me acompaña a la cual quiero muchísimo.

Y por último a todos los que creyeron en mí, gracias los llevo siempre en mi corazón.

# CONTENIDO

CAPITULO I .....	2
1. Introducción.....	2
2. Planteamiento del problema .....	4
3. Justificación.....	5
4. Objetivos.....	6
4. Hipótesis .....	6
CAPITULO II .....	1
1. Marco Teórico.....	1
2. Diagrama metodológico para el análisis nutrimental y funcional de <i>Chalciporus piperatus</i> y <i>Boletus grupo edulis</i> .....	5
3. Metodología.....	6
Identificación de las muestras.....	6
Colecta de muestra.....	6
Limpieza.....	6
Acondicionamiento y secado.....	7
4. Determinación de extracto etéreo. ....	8
5. Determinación de perfil de ácidos grasos .....	8
6. Determinación de fibra dietética.....	8
7. Determinación de proteínas.....	9
8. Determinación de cenizas.....	10
9. Determinación de antioxidantes por método ABTS y DPPH .....	10
10. Compuestos fenólicos totales.....	11
CAPITULO III RESULTADOS .....	1
1. Obtención de la muestra: .....	1
2. Identificación de los hongos .....	2
Características taxonómicas .....	6
3. Acondicionamiento y tamizado .....	11

4. Obtención de extracto etéreo .....	15
5. Determinación de perfil de ácidos grasos por cromatografía de gases. ....	18
6. Determinación de fibra dietética.....	21
7. Determinación de proteínas.....	25
8. Determinación de cenizas.....	29
9. Determinación de azúcares reductores.....	32
10. Preparación de extractos.....	34
11. Determinación de compuestos fenólicos totales.....	36
12. Determinación de capacidad antioxidante.....	39
13. Discusión.....	44
14. Conclusiones.....	45
15. Referencias .....	47

## INDICE DE TABLAS

TABLA 1 COMPARACIÓN DE HONGOS MEDIANTE LA APLICACIÓN "PICTUREMUSHROOM"	3
TABLA 2 COMPARACIÓN DE HONGOS MEDIANTE LA APLICACIÓN "PICTUREMUSHROOM"	5
TABLA 3 CARACTERÍSTICAS TAXONÓMICAS DE 2 HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES.....	9
TABLA 4 RESULTADOS DEL TAMIZADO A LOS HONGOS.....	15
TABLA 5 CÁLCULOS DE ANÁLISIS DE EXTRACTO ETÉREO POR EL MÉTODO DE SOXHLET. ....	17
TABLA 6 COMPONENTES MÁS IMPORTANTES DE BOLETUS GRUPO EDULIS.....	18
TABLA 7 COMPONENTES MÁS IMPORTANTES DE CHALCIPORUS PIPERATUS.....	19
TABLA 8 COMPARACIÓN DE % DE GRASAS DE 3 HONGOS Y SUS ÁCIDOS GRASOS.....	20
TABLA 9 RESULTADOS DE ANÁLISIS DE % DE FIBRA DIETÉTICA.....	23
TABLA 10 COMPARACIÓN DE % DE FIBRA DIETÉTICA.....	24
TABLA 11 RESULTADOS DE % DE PROTEÍNAS.....	28
TABLA 12 COMPARACIÓN DE % DE PROTEÍNA DE 3 HONGOS.....	28
TABLA 13 DATOS DEL ANÁLISIS DE % DE CENIZAS.....	30
TABLA 14 COMPARACIÓN DE % DE CENIZAS CONTENIDA EN 3 HONGOS.....	31
TABLA 15 RESULTADOS DEL % DE AZUCARES REDUCTORES.....	33
TABLA 16 COMPARACIÓN DE % DE AZUCARES REDUCTORES CONTENIDO EN 3 HONGOS	34
TABLA 17 CÁLCULOS PARA COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES DE BOLETUS GRUPO EDULIS.....	37
TABLA 18 CÁLCULOS PARA COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES DE CHALCIPORUS PIPERATUS.....	37
TABLA 19 COMPARACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS TOTALES.....	38
TABLA 20 CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE CHALCIPORUS PIPERATUS POR MEDIO ABTS Y DPPH UTILIZANDO COMO MÉTODO DE EXTRACCIÓN MACERACIÓN.....	40
TABLA 21 CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE CHALCIPORUS PIPERATUS POR MEDIO ABTS Y DPPH UTILIZANDO COMO MÉTODO DE EXTRACCIÓN MACERACIÓN.....	41
TABLA 22 COMPARACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE POR MÉTODO DE EXTRACCIÓN PARA CHALCIPORUS PIPERATUS.....	41
TABLA 23 CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE BOLETUS GRUPO EDULIS POR MEDIO ABTS Y DPPH UTILIZANDO COMO MÉTODO DE EXTRACCIÓN MACERACIÓN.....	42
TABLA 24 CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE BOLETUS GRUPO EDULIS POR MEDIO ABTS Y DPPH UTILIZANDO COMO MÉTODO DE EXTRACCIÓN ULTRASONIDO.....	42

TABLA 25 COMPARACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE POR MÉTODO DE EXTRACCIÓN PARA BOLETUS GRUPO EDULIS .....	43
TABLA 26 COMPARACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE 3 HONGOS .....	43
TABLA 27 COMPARACIÓN NUTRIMENTAL Y FUNCIONAL DE 2 HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES .....	44

## INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1 BOLETUS GRUPO EDULIS "D. PEREZ RENDON, FERNANDO GUAL" .....	2
FIGURA 2 JOERGHEMPEL FECHA AGOSTO 28, 2008.....	4
FIGURA 3 EJEMPLO DE HORNO CONVECTIVO .....	7
FIGURA 4 MOLINO HAMILTON BEACH.....	7
FIGURA 5 FOTO TOMADA DURANTE RECORRIDO .....	1
FIGURA 6 FOTO TOMADA DURANTE RECORRIDO .....	1
FIGURA 7 EQUIPO DE TRABAJO .....	2
FIGURA 8 INFORMACIÓN PROPORCIONADA POR LA APLICACIÓN PICTUREMUSHROOM .....	4
FIGURA 9 INFORMACIÓN PROPORCIONADA POR LA APLICACIÓN PICTUREMUSHROOM .....	4
FIGURA 10 INFORMACIÓN PROPORCIONADA POR LA APLICACIÓN PICTUREMUSHROOM .....	6
FIGURA 11 INFORMACIÓN PROPORCIONADA POR LA APLICACIÓN PICTUREMUSHROOM.....	6
FIGURA 12 GUÍA DE CAMPO DE LOS HONGOS DE ESPAÑA Y DE EUROPA" M. BON (2004) ED. OMEGA .....	7
FIGURA 13 GUÍA DE CAMPO DE LOS HONGOS DE ESPAÑA Y DE EUROPA" M. BON (2004) ED. OMEGA .....	8
FIGURA 14 HONGO LIBRE DE AGENTES EXTRAÑOS .....	12
FIGURA 15 SECADO DE MUESTRAS .....	12
FIGURA 16 MOLIENDA DE MUESTRA EN MOLINO HAMILTON BEACH .....	13
FIGURA 17 TAMIZADO DE MUESTRAS .....	13
FIGURA 18 EJEMPLO DE MUESTRA TAMIZADA .....	14
FIGURA 19 CARTUCHO CON MUESTRA AL INTERIOR DEL EQUIPO .....	16
FIGURA 20 EQUIPO DE EXTRACTOR TIPO SOXHLET .....	16
FIGURA 21 MATRAZ CON GRASA FINAL EXTRAÍDA .....	17
FIGURA 22 ADICIÓN DE ENZIMAS A LAS MUESTRAS .....	22
FIGURA 23 MUESTRAS CON TODAS LAS ENZIMAS AGREGADAS LISTAS PARA REPOSAR TODA LA NOCHE ....	22
FIGURA 24 MUESTRAS DE ANÁLISIS DE FIBRA TOTALMENTE SECA.....	23
FIGURA 25 PRESENCIA DE NUBE AL AGREGAR 5ML DE NaOH.....	26
FIGURA 26 INICIO DE DESTILACIÓN EN EQUIPO MICRO-KJELDAHL .....	26
FIGURA 27 FINAL DE DESTILACIÓN EN EQUIPO MICRO-KJELDAH.....	27
FIGURA 28 PROCESO DE TITULACIÓN PARA LA OBTENCIÓN DE % DE PROTEÍNAS .....	27

FIGURA 29 PROCESO DE COMBUSTIÓN PARA ELIMINAR EL ALTO CONTENIDO DE AGUA Y OBTENER CENIZAS .....	29
FIGURA 30 MUESTRAS INGRESADAS A LA MUFLA PARA ELIMINAR EL RESTO DE MATERIA ORGÁNICA.....	30
FIGURA 31 REACTIVO FEHLING A Y B EN CONJUNTO .....	32
FIGURA 32 SE OBSERVA LA REACCIÓN DE CAMBIO DE COLOR, EN DONDE NOTAMOS LA PRESENCIA DE AZUCARES REDUCTORES .....	33
FIGURA 33 OBTENCIÓN DE EXTRACTO POR MÉTODO DE MACERACIÓN .....	35
FIGURA 34 OBTENCIÓN DE EXTRACTO POR MÉTODO DE ULTRASONIDO.....	35
FIGURA 35 CURVA DE CALIBRACIÓN DE ÁCIDO GÁLICO .....	36

## INDICE DE FORMULAS

ECUACIÓN 1 EXTRACTO ETÉREO .....	8
ECUACIÓN 2 DETERMINACIÓN DE FIBRA .....	9
ECUACIÓN 3 PORCENTAJE DE NITRÓGENO .....	10
ECUACIÓN 4 PORCENTAJE DE PROTEÍNA.....	10
ECUACIÓN 5 DETERMINACIÓN DE CENIZAS .....	10
ECUACIÓN 6 FORMULA PARA OBTENER EL % DE CENIZAS .....	30

# *CAPITULO I*

## **“CARACTERIZACIÓN NUTRIMENTAL DE 3 ESPECIES DE HONGOS SILVESTRES COMESTIBLES DE LA LOCALIDAD: SAN MIGUEL CANOA, PARQUE NACIONAL LA MALINCHE”**

### **1. Introducción**

Los hongos saprófitos, una variedad de organismos fúngicos que descomponen materia orgánica en descomposición, han desempeñado un papel fundamental en la ecología y la cultura de México a lo largo de la historia. Su relación con la población mexicana es fascinante y se ha extendido a lo largo de generaciones, contribuyendo significativamente a la diversidad biológica y a la culinaria de la región, como es el caso de los hongos silvestres comestibles en el estado de Puebla. Aunque en el pasado, estos hongos desempeñaron un papel crucial en la vida cotidiana de muchas comunidades, es importante comprender su legado y su importancia.

En las regiones boscosas y montañosas de México, especialmente en el estado de Puebla, los hongos saprófitos han sido recolectados por generaciones de lugareños. La actividad de recolección de hongos silvestres comestibles es una tradición arraigada que se ha transmitido de padres a hijos, y ha proporcionado una fuente valiosa de alimento y sustento en muchas comunidades rurales. La rica biodiversidad de la región ha dado lugar a una amplia variedad de hongos comestibles, cada uno con su propio sabor y valor culinario.

La relación entre los hongos saprófitos y la población de México va más allá de la alimentación. Estos hongos también tienen un impacto ecológico significativo en el país. Actúan como descomponedores naturales, descomponiendo materia orgánica en descomposición, lo que contribuye al ciclo de nutrientes en los ecosistemas.

Los hongos silvestres, estos como su nombre indica, son hongos que crecen en la naturaleza sin intervención humana en su cultivo o manejo. Estos hongos se desarrollan en una variedad de entornos, como bosques, praderas, selvas, pantanos y otros hábitats naturales.

Durante el desarrollo de este trabajo se realizó con dos hongos silvestres comestibles que fueron

recolectados durante un recorrido en el "Parque Nacional La Malinche" cerca de la localidad "San Miguel Canoa"; la cual se encuentra ubicada a 12 km al noreste de Puebla. Durante este recorrido, se llevó a cabo la recolección de diferentes hongos silvestres comestibles y además se llevó a cabo la identificación de 2 hongos con ayuda del grupo "YOLALTEPETL" los cuales fueron los siguientes:

*Boletus grupo Edulis*: Este hongo pertenece a la familia Boletaceae del orden bolétales y género y genero boletus, además de que su especie es cercana a *Boletus Edulis* Bull. 1782, se encuentra alrededor de Europa y china, como también en México; donde se llegó a reportar en Puebla, Estado de México, Tlaxcala, Ciudad de México, Morelos, Hidalgo, Michoacán, Jalisco, Veracruz, Chiapas, Oaxaca, Durango, Chihuahua, Baja California. (Ayala, N., y Guzmán, G. 1984).

*Chalciporus Piperatus*: El hongo *Chalciporus Piperatus* pertenece a la familia Boletaceae del orden bolétales, suelen crecer en bosques de coníferas y bosques mixtos, a menudo asociados con árboles como pinos y abetos. Estos hongos micorrícicos establecen una relación simbiótica con las raíces de los árboles, lo que significa que dependen de estos árboles para su crecimiento y desarrollo. Pero no existe una distribución específica de *Chalciporus Piperatus* en México ya que puede variar según la región y la altitud.

Para obtener información más precisa sobre la ubicación y la temporada de crecimiento de este hongo en México, es recomendable consultar a micólogos locales o guías de campo, cabe mencionar que no existe como tal mucha información nutricional o de los componentes funcionales de estos hongos.

En la bibliografía existen diferentes resultados de análisis nutrimentales que ya se realizaron a algunos de estos hongos en otras regiones, principalmente Europa y Asia, pero como bien entendemos, estas regiones cuentan con un clima diferente y la composición del suelo también puede variar por lo que fue necesario llevar a cabo esta investigación para determinar si existe alguna variación.

Además de esta investigación realizada también se han llevado a cabo otras investigaciones dentro de la república mexicana como los estudios micológicos en México y particularmente en el Parque Nacional Cofre de Perote (PNCP) iniciaron en 1804 con las colectas de líquenes de Humboldt y Bonpland (Guzmán, 1990, Guzmán, 2008). De esa época hasta nuestros días en el PNCP se han realizado diversos estudios que han contribuido a registrar la diversidad de los hongos que aquí habitan. Concretamente sobre las especies micorrícicas.

En resumen, los hongos saprófitos y su relación con la población mexicana, especialmente en el estado de Puebla, han sido un aspecto fundamental de la cultura, la alimentación y el ecosistema de la región a

lo largo de la historia. Aunque en tiempos pasados desempeñaron un papel vital en la vida cotidiana, su legado perdura a medida que las comunidades locales buscan conservar y promover estas prácticas tradicionales y sostenibles.

## **2. Planteamiento del problema**

En el pasado, México ha sido considerado un país con una riqueza excepcional en cuanto a biodiversidad. Su variada geografía y climas ofrecen un hábitat propicio para una amplia gama de flora y fauna, incluidos los hongos silvestres comestibles. No obstante, a pesar de esta diversidad, la información sobre los hongos silvestres comestibles en México ha sido sorprendentemente limitada, y el consumo se ha centrado en un número reducido de especies ampliamente conocidas. Este fenómeno ha planteado un problema de importancia en términos de explotación sostenible de recursos naturales, diversificación de la dieta y promoción de la seguridad alimentaria en el país.

¿Por qué cuando se habla de hongos comestibles siempre mencionamos las mismas especies?

Esto genera grandes diferencias en el consumo a nivel mundial dependiendo de la región, ya que algunos países consumen el equivalente a 10 kg por persona al año, mientras que otros solo llegan a 1 kg anual. Por lo que se llevó a cabo un estudio en la región entre Puebla y Tlaxcala, específicamente en el parque nacional La Malinche (PNLM) y de entre los organismos más importantes que albergan los bosques del PNLM están los hongos, que son el segundo grupo de seres vivos más diverso del mundo. En la actualidad el conocimiento nutrimental sobre hongos comestibles no es amplio en la región de la malinche que se asienta en los estados de Tlaxcala y Puebla.

Ya que este tipo de hongos solo son consumidos por personas de la región ya sea en comidas tradicionales o se ocupan para su comercialización en áreas cercanas, esto podría deberse a diferentes razones para la limitación de consumo de estos alimentos como, por ejemplo; La falta de distribución de información que contaban nuestros antepasados, temor a la toxicidad, falta de educación y conciencia, no tener una cultura arraigada.

Estos factores han contribuido a una falta de diversificación en la dieta y han limitado el acceso a una fuente de alimento potencialmente valiosa y sostenible. La falta de información en el pasado ha dejado a muchas especies de hongos silvestres en la sombra, y abordar este problema requerirá esfuerzos multidisciplinarios para promover la investigación, la educación pública y una cultura alimentaria más diversa y sostenible es por eso por lo que se está llevando a cabo esta investigación, en la cual se

recolectaron 2 especies de hongos comestibles de la zona del parque nacional de la malinche para lograr recabar esa información faltante y ayudar a promover el consumo de hongos silvestres comestibles.

### **3. Justificación**

La recolección de información nutrimental y funcional sobre hongos silvestres comestibles en México es una iniciativa de suma importancia que se ha llevado a cabo en tiempos pasados y que tiene su justificación en diversas razones fundamentales.

Este esfuerzo se ha dirigido a entender y aprovechar de manera más completa la riqueza de la biodiversidad de hongos en México, no solo desde una perspectiva alimentaria sino también desde una perspectiva de salud y sostenibilidad ambiental

Este proceso de recolección de información nutrimental y funcional en el contexto de dos tipos específicos de hongos silvestres comestibles es esencial para comprender el valor nutricional de estos alimentos ya que cada especie de hongo tiene su perfil nutricional único, que incluye vitaminas, minerales, proteínas y otros compuestos.

Al recopilar datos sobre estos perfiles, se puede brindar a los consumidores y a los profesionales de la salud la información necesaria para aprovechar los beneficios nutricionales de una mayor variedad de hongos silvestres en la dieta. Esto, a su vez, podrá contribuir a reducir las deficiencias nutricionales en tiempos pasados y a mejorar la salud de la población.

Por lo tanto, la recolección de información nutricional y funcional sobre hongos silvestres comestibles en México se llevó a cabo con el objetivo de promover la diversificación de la dieta, aprovechar el potencial medicinal y funcional de estos hongos, y contribuir a la sostenibilidad ambiental. Esta iniciativa abordó problemáticas relacionadas con la nutrición, la salud y la conservación de la biodiversidad. A pesar de que en tiempos pasados se haya avanzado en la obtención de esta información, sigue siendo fundamental seguir investigando y documentando los beneficios de los hongos silvestres para aprovechar su potencial en la alimentación, la salud y la conservación ambiental en México.

## 4. Objetivos

### Objetivo General

El objetivo principal del presente trabajo es identificar, caracterizar nutrimentalmente y analizar sus componentes funcionales por diferentes métodos dos especies de hongos silvestres, recolectados cerca de la zona del volcán la Malinche del estado de Puebla y así poder comprobar su efectividad benéfica durante su consumo.

### Objetivos específicos

1. Identificar y seleccionar 2 hongos silvestres comestibles en el parque nacional LaMalinche (PNLM).
2. Caracterizar los componentes nutrimentales de los hongos silvestres comestibles seleccionados (*Boletus Edulis*, *Chalciporus Piperatus*).
3. Examinar los componentes funcionales de los hongos silvestres comestibles seleccionados (*Boletus Edulis*, *Chalciporus Piperatus*).

## 4. Hipótesis

“Sera posible identificar la información nutrimental y los componentes funcionales de hongos silvestres comestibles

## ***CAPITULO II***

### **1. Marco Teórico**

Del latín fungus, un hongo es un organismo eucariota que pertenece al reino Fungí. Los hongos forman un grupo polifilético (no existe un antepasado común a todos los miembros) y son parásitos o viven sobre materias orgánicas en descomposición. (Pérez Porto, J., Gardey, A. (26/10/10))

La clasificación de los hongos ha variado mucho en el tiempo, a medida que se conoce más y mejor sobre estos seres vivos tan peculiares. En general, se diferencian los siguientes cinco grandes tipos de hongos: Basidiomicetos (Basidiomycota), hongos que desarrollan setas, de las cuales nacen las esporas del hongo. Ascomicetos (Ascomycota), hongos que en vez de setas tienen ascas, que son células sexuales productoras de esporas.

Glomeromicetos (Glomeromycota), conocidos como micorrizas, o sea, uniones simbióticas entre un hongo y las raíces de una planta, en las que se intercambia agua y nutrientes, por carbohidratos que el hongo no puede sintetizar.

Zigomicetos (Zygomycota), mohos capaces de formar zigosporas, o sea, esporas que perduran activas mucho tiempo hasta finalmente puedan germinar.

Quitridiomycetos (Chytridiomycota), hongos microscópicos y primitivos, generalmente acuáticos, cuyas esporas son flageladas (zoosporas), o sea, capaces de movimiento propio. (Etece, 27/09/2020)

“A pesar de la importancia que los hongos comestibles tienen para muchos grupos étnicos que habitan en regiones montañosas templado-húmedas o subhúmedas, la comunidad científica ha estudiado poco este recurso” Mariaca et al. (2001, pág. 30). Actualmente en México, el champiñón *Agáricus bisporus*, el portobello *Agáricus brunnesces*, la seta *Pleurotos ostreatus*, el hongo blanco *Tricholoma magnivelare* y el shiitake *Lentinula edodes* son los hongos que más se han popularizado comercialmente según Flores y Contreras (2012).

En nuestro país actualmente se estima que existen cerca de 200 000 especies de hongos, pero solo se tiene conocimiento de alrededor del 5% de ellos. Aguirre, Ulloa, Aguilar, Cifuentes, y Valenzuela (2014).

Se han encontrado antecedentes de cada hongo recolectado, información recabada del siguiente artículo científico: “Diversidad de hongos silvestres comestibles del cerro El Pinal, municipio de Acajete, Puebla,

México.” Ricardo I Pérez-López, Gerardo Mata, Agustín Aragón García, Daniel Jiménez García, Omar Romero- Arenas; y de la revista científica “Sociedad Micológica Extremeña” (2019).

*Boletus Edulis*: Es una seta comestible, conocida popularmente como hongo blanco, hongo pambazo, seta calabaza o sencillamente calabaza, recibe en latín el nombre de *Boletus Edulis*, y se encuentra frecuentemente en bosques de pinos. Una de sus características distintivas, es que puede alcanzar dimensiones notables, entre 7 y 20 centímetros, tanto en el sombrero como en su base. (Pérez-López, Ricardo I, Mata, Gerardo, Aragón García, Agustín, Jiménez García, Daniel, & Romero-Arenas, Omar. (2015). Diversidad de hongos silvestres comestibles del cerro El Pinal, municipio de Acajete, Puebla, México. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*)

Hay sitios donde se han hallado piezas de hasta 2 kilogramos de peso. El píleo: de 8-12 cm, convexo a ligeramente convexo, húmedo al tacto, liso, color marrón y ligeramente anaranjado. Superficie de los poros: blanquecina a amarillenta, cuando está maduro contiene de 2 a 3 poros por milímetro. Tubos: de 3 cm de profundidad. Estípites: de 10 - 15 cm de largo y 4 cm de grosor, ligeramente reticulado, sobre todo en la parte superior, color blanquecino a marrón en algunas zonas. Esporas: de 13 - 18.5 x 4 - 6.5  $\mu$ , esporada marrón oliváceo. Hábitat: solitario y húmico. (Pérez-López, Ricardo I, Mata, Gerardo, Aragón García, Agustín, Jiménez García, Daniel, & Romero-Arenas, Omar. (2015). Diversidad de hongos silvestres comestibles del cerro El Pinal, municipio de Acajete, Puebla, México. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*)



Figura 1 *Boletus* grupo *Edulis* "D. PEREZ RENDON, FERNANDO GUAL"

Sombrero pequeño, de 3 a 5 cm de diámetro, primero hemisférico, después convexo-aplanado; margen

ligeramente excedente. Cutícula normalmente seca, algo viscosa en tiempo húmedo, de color marrón anaranjado a marrón ferruginoso o todo él canela uniforme. Poros: amplios, abiertos en la madurez, de color rojo ladrillo. Tubos cortos del mismo color que los poros. Pie: cilíndrico, curvado, largo y relativamente delgado, del mismo color que el sombrero. Amarillento en la base. Carne: escasa, compacta, blanco amarillenta o rosada, en la base del pie es amarilla, no cambia de color al corte. Es de sabor muy picante. Es una especie poco abundante y conocida. Se caracteriza por su pequeño tamaño, sombrero amarillento, poros rojos y sabor picante.(Pérez-López, Ricardo I, Mata, Gerardo, Aragón García, Agustín, Jiménez García, Daniel, & Romero-Arenas, Omar. (2015). Diversidad de hongos silvestres comestibles del cerro El Pinal, municipio de Acajete, Puebla, México. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*)

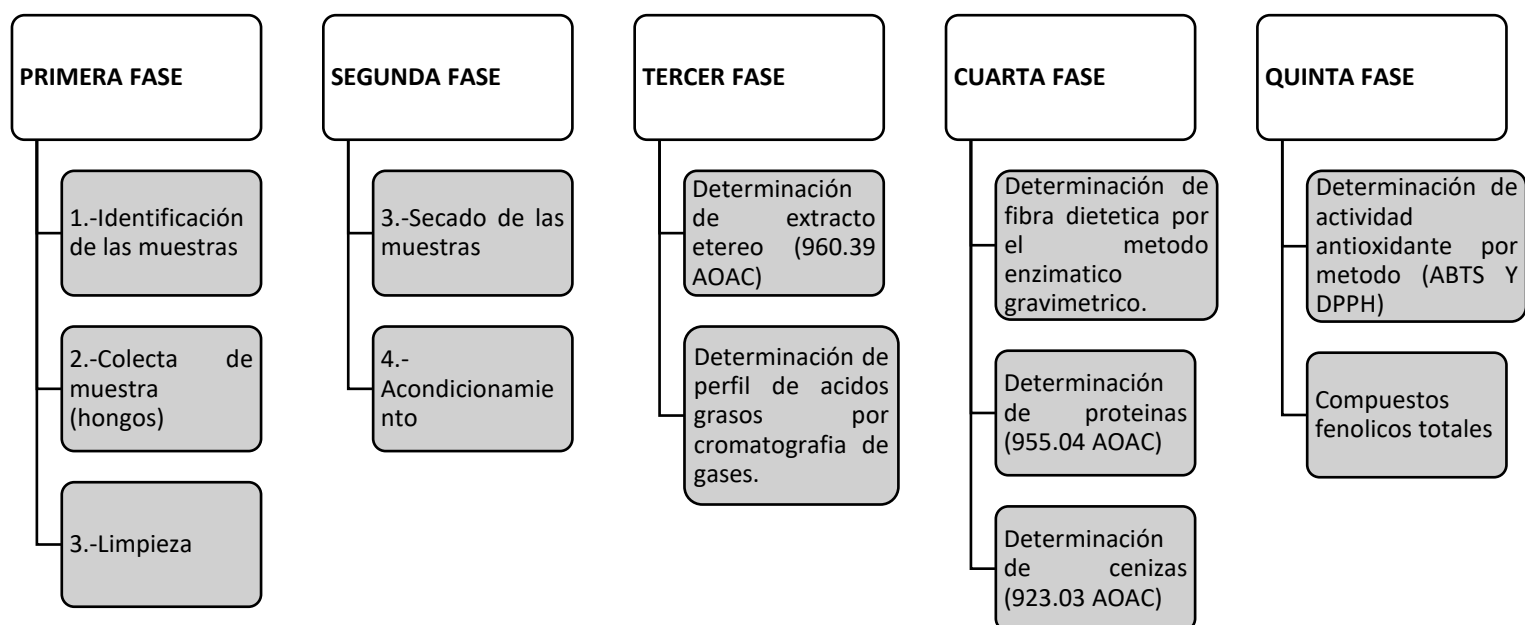
*Chalciporus Piperatus*: *Chalciporus Piperatus* (syn. *Boletus Piperatus*, *Suillus piperatus*), es un pequeño hongo poroso de la familia Boletaceae que se encuentra en bosques mixtos de Europa y Norteamérica. Se ha registrado bajo árboles introducidos en Brasil, y se ha naturalizado en Tasmania y extendido bajo árboles nativos *Nothofagus cunninghamii*. Se trata de un pequeño boletus, cuyo cuerpo fructífero tiene un sombrero anaranjado con poros de color canela a marrón y un pie alto y grueso. La rara variedad *hypochryseus*, que sólo se encuentra en Europa, tiene poros y tubos amarillos. No se tiñe de azul al magullarlo. Esta seta crece de forma solitaria, dispersa o gregaria en bosques mixtos, principalmente con coníferas. (*Chalciporus piperatus*». Index Fungorum (en inglés). CAB International, Centraalbureau voor Schimmelcultures (CBS) y Landcare Research New Zealand Limited (eds.))

Sombrero 2-6, de semiesférico a planoconvexo, margen algo excedente. Cutícula seca, algo viscosa con humedad, color variable marrón naranja a ferruginoso o canela. Tubos cortos y poros amplios, abiertos, angulosos, ambos con colores de canela a cobrizo o rojo ferruginoso, inmutable al roce. Pie largo, bastante delgado, cilíndrico, curvado, con coloro con sombrero y restos miceliales amarillo vivo en la base. Carne que va ablandándose, blanco-amarilla o rosa (amarilla en base del pie), inmutable al corte. Olor a pimienta, sabor muy picante. Esporada marrón-canela.( Grünert, H.; Grünert, R. (1984). Guías de Naturaleza Blume: Setas (t. original:"Pilze"). Barcelona: Blume. p. 218)



*Figura 2 Joerghempel Fecha Agosto 28, 2008*

## 2. Diagrama metodológico para el análisis nutrimental y funcional de *Chalciporus Piperatus* y *Boletus grupo Edulis*



### 3. Metodología

#### Identificación de las muestras

Para poder llevar a cabo la identificación de nuestros hongos se necesitó el apoyo de los guías que integran al grupo Yolaltepetl, los cuales fueron de gran ayuda para poder llevar a cabo la colecta, donde nos apoyaron las siguientes personas.

Biólogo identificador de especies: Edgar Cabrera Acatitla

Chef: Miguel Ángel Reyes López

Colector con más de 20 años de experiencia: Feliz García Pérez

Colector con más de 20 años de experiencia: Pedro Pérez Zepeda

Además de contar con el conocimiento del Dr. Marco Antonio Marín Castro, quien nos fue de gran ayuda, ya que posee gran información por sus diversos años de experiencia.

#### Colecta de muestra

Una vez que se identificaron los hongos correspondientes, se llevó a cabo la colecta de las muestras de estos dos ejemplares (*Chalciporus Piperatus* y *Boletus grupo Edulis*) fueron recolectadas durante un recorrido que se llevó a cabo en el área del "Parque Nacional La Malinche".

Este recorrido se llevó específicamente en el área perteneciente a San Miguel Canoa Puebla, ubicado aproximadamente a 12 Km al noreste de la ciudad de Puebla, el trayecto realizado para poder obtener las muestras de estos hongos fue guiado por el grupo Yolaltepetl el cual se llevó a cabo el día 31 de julio del 2022.

#### Limpieza

Se llevo a cabo la limpieza de cada uno de los hongos que fueron recolectados y seleccionados durante el recorrido, esta limpieza consistió en despojar al hongo de cualquier materia extraña que no forme parte: como, por ejemplo, tierra, insectos u otro tipo de plantas que se encuentren adheridas a las muestras, ya que al no ser retiradas de la manera adecuada podrían estar alterando los resultados de nuestro análisis.

## Acondicionamiento y secado

Para que nuestras muestras estuvieran listas para los análisis se llevó a cabo un acondicionamiento donde; en primer paso se colocaron en un horno convectivo a una temperatura de 50 °C y con una velocidad de flujo de 2.4 m/s durante un periodo de 3 horas.



*Figura 3 Ejemplo de horno convectivo*

Posteriormente las muestras se trituraron en un molino de marca Hamilton Beach y tener la muestra en polvo.



*Figura 4 Molino Hamilton Beach*

Después de este proceso se pasó a un tamizado que se realizó con diferentes tipos de malla para así obtener diferentes tamaños de partícula y poder seleccionar el adecuado para cada prueba.

#### 4. Determinación de extracto etéreo.

La determinación de grasa o extracto etéreo por los métodos de Goldfish Soxhlet, nos permite estimar el tiempo de almacenamiento de un producto alimenticio con base en el contenido de grasa, ya que un alimento que contenga una alta cantidad de grasa sufre el proceso de oxidación o acidez.

En donde se tomó 0.5 g de muestra y se colocó en un papel filtro se utilizaron 140 mL de hexano y se realizó la extracción a una temperatura de 265°C.

*Ecuación 1 Extracto etéreo*

$$\% \textit{grasa cruda} = \frac{m2 - m1}{m} \times 100$$

Donde:

$m$  = peso de la muestra

$m1$  = tara del matraz solo

$m2$  = peso matraz con grasa

#### 5. Determinación de perfil de ácidos grasos

Las muestras fueron sometidas a derivatización mediante la adición de n-C<sub>6</sub>H<sub>14</sub> y 5 mL de solución de ácido clorhídrico en metanol al 5%, posteriormente se somete en un baño termostático a 55°C durante 14 h, una vez transcurrido ese tiempo se dejará enfriar a temperatura ambiente, para después agregar 0.50 mL de agua destilada, 0.50 mL de NaCl al 10 % y 1 mL de n-C<sub>6</sub>H<sub>14</sub>. Después de que ocurra la separación de fases, se recuperará la fase orgánica para el análisis de los ácidos grasos mediante cromatografía de gases. (Benavides et al, 2015).

#### 6. Determinación de fibra dietética

En la etapa 1 se pesó 1 g de muestra por duplicado, y al mismo tiempo 2 muestras de blancos, posteriormente se realizó una agitación con solución amortiguadora, se agregó la  $\alpha$ -amilasa termoestable y se agitó levemente colocando en un baño de agua a 95°C por 35 min, después se ajustó la temperatura a 60°C y se añadió la proteasa, después se incubó a 60°C por 30 min, y se ajustó el pH a un rango de 4.1

- 4.8, posteriormente se agregó la amiloglucosidasa y se incubó a 60°C por 30 min, finalmente se precipitaron las muestras, se filtró el precipitado y se pesó el resultado obtenido. En la segunda se filtraron las mezclas de enzimas y los residuos se lavaron con agua destilada 70°C, los residuos se lavaron con etanol y posteriormente acetona, después se sometieron a un secado en el horno a 103°C durante toda la noche, una vez seco se colocará en el desecador y se pesará el residuo obtenido.

Para la obtención de resultados se usará la siguiente formula:

*Ecuación 2 Determinación de fibra*

$$\% \text{De fibra dietaria} = \left( \frac{WR - WC - WP - WB}{WM} \right) \times 100$$

Donde:

*WR = Peso del residuo*

*Wc = Peso cenizas*

*Wp = Peso proteínas*

*Wb = Peso de blanco*

*Wm = Peso de la muestra*

## **7. Determinación de proteínas**

Para la determinación de la proteína bruta se sigue el procedimiento de Kjeldahl, descrito en el método 955.04 de la AOAC (1990), utilizando una unidad de digestión y una de destilación Kjeldahl. Se pesan en un tubo de digestión Kjeldahl entre 0.5 a 5g de alimento.

Después se sometió a calentamiento para proceder con la digestión y se llevó a ebullición, una vez que tuvieron las condiciones esperadas (vire a color azul verdoso) se dejó en ebullición por media hora, una vez terminada la digestión se dejó enfriar y se transfirió a un matraz aforado. Posteriormente se preparó un matraz Erlenmeyer colocándole ácido bórico y gotas de indicador para después colocarlo en la salida del destilador, una vez realizado este paso se tomarán 10 mL de muestra y se añadirán 10 mL de hidróxido de sodio, comenzando así la etapa 2 que es la destilación, cuando el volumen recolectado fue aproximadamente 50 mL se detuvo la destilación y comenzó la etapa 3 que es la valoración, en esta etapa se procederá a realizar una valoración con borato de amonio formado con ácido clorhídrico 0.02 N, se finalizó cuando se observó un vire de verde claro a rojo. Porcentaje de Nitrógeno

Ecuación 3 Porcentaje de Nitrógeno

$$\%De N = Normalidad\ del\ HCL * \frac{Vol.\ Corregido\ del\ ácido\ (ml)}{mg\ de\ muestra} * \frac{14\ g\ de\ N}{mol} * 100$$

Donde:

% de N= % De nitrógeno

Vol. Corregido del ácido= mL valorado del ácido para la muestra – mL de ácido valorado para el blanco.

Para determinar el porcentaje de proteína:

Ecuación 4 Porcentaje de proteína

$$\% de\ proteina = \% de\ N * Factor\ de\ proteina$$

## 8. Determinación de cenizas

Se utiliza la técnica y procedimiento 923.03 de la AOAC (1990) basado en la incineración completa de la materia orgánica de la muestra en un horno mufla a 525°C, quedando únicamente el residuo de materia inorgánica y evitando la presencia de AW.

Para obtener los resultados se calcularon de la siguiente manera:

Ecuación 5 Determinación de cenizas

$$\%Cenizas = \frac{P - p}{M} * 100$$

Donde:

P0= Peso del crisol vacío

P1= Peso del crisol con la muestra

P2= Peso del crisol con las cenizas

## 9. Determinación de antioxidantes por método ABTS y DPPH

Los extractos se obtuvieron y analizaron para determinar compuestos fenólicos totales y análisis de actividad antioxidante utilizando dos métodos.

Impregnación: El primer método es la impregnación. Pesar 0.5g de la muestra e impregnarla con un solvente hidroalcohólico de etanol al 80%. La concentración final es 0.1g/ml. Agitar e impregnar a 60

rpm por 30 minutos. Filtrar para obtener el extracto. Centrifugar a 350 rpm durante 12 minutos y finalmente el extracto se colocó en Eppendorf y se almacenó a -20°C.

Ultrasonido: El segundo método de extracción es la extracción ultrasónica, se pesa 0.5g de muestra y se impregna con el mismo solvente etanol al 80%, la temperatura inicial es 20°C y se realiza ultrasonido durante 20 minutos, la frecuencia es 40kHz y la potencia es 180W.

Compuestos fenólicos totales La presencia de compuestos fenólicos totales se determinó mediante el método de FolinCiocalteu colocando 50 µL de extracto de hongo en un tubo de ensayo, agregando 450 µL de agua destilada y 250 µL de reactivo de Folin a una concentración del 50%. Dejar reposar por 8 minutos en completa oscuridad, luego agregar 1250 µL de carbonato de sodio al 5%, agitar bien e incubar en oscuridad por 30 minutos, al final del tiempo leer la actividad antioxidante en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 725 nm. La actividad antioxidante se mide utilizando Las mediciones se realizaron utilizando el método ABTS desarrollado por Re et al. (1999) las muestras se compararán con persulfato potásico incubado a temperatura ambiente, en la oscuridad durante 16 h, una vez obtenido el radical ABTS\*+ se diluye con etanol hasta obtener un valor de absorbancia comprendido entre 0.7 a 754 nm.

Posteriormente, después de agregar 20 µL de muestra, la muestra filtrada se diluyó con etanol hasta una inhibición del 20% al 80% en comparación con la absorbancia del blanco. (Aplicación de diversos métodos químicos para determinar .... (2023)).

A 980 µL de dilución radical ABTS\*+, mida A754 a 30 °C, agregue 20 µL de muestra, mida A754 después de 1 minuto y mida la absorbancia continuamente después de 7 minutos.

El método DPPH desarrollado por Brand-Williams et al. (1995) Mediciones basadas en la forma radical DPPH\*. Añadir radical DPPH\* 100 µM a la muestra (0,1 ml), homogeneizar y mantener en la oscuridad durante 30 min. Luego se tomaron medidas de absorbancia a 517 nm antes de agregar la muestra A0 y después de que hubieran transcurrido 30 minutos. y se leerán 60 minutos utilizando la muestra Ai.

## **10. Compuestos fenólicos totales**

La presencia de compuestos fenólicos totales se midió mediante el método de FolinCiocalteu en el que se utilizaron 50 µL de extracto de hongo en un tubo de ensayo a los cuales se añadieron 450 µL de agua destilada y 250 µL de reactivo de Folin al 50%, se dejó reposar 8 minutos a completa oscuridad para

posteriormente agregar 1250  $\mu\text{L}$  de Carbonato de Sodio al 5%, se agitó y se incubó durante 30 minutos en oscuridad, una vez transcurrido el tiempo se procedió a leer en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 725 nm

## ***CAPITULO III RESULTADOS***

### **1. Obtención de la muestra:**

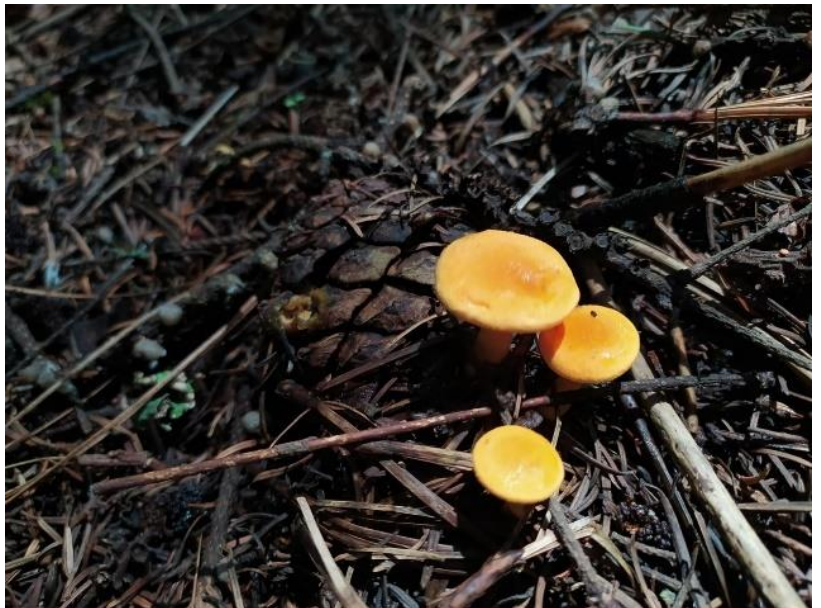
Para poder encontrar, identificar y caracterizar los hongos durante el recorrido se recibió el apoyo de los especialistas, los cuales gracias a sus conocimientos que ya tienen por tantos años llevando a cabo esta actividad, nos llevaron a cabo por diferentes zonas para poder recolectar una gran variedad de hongos silvestres comestibles de diferentes especies dependiendo de la altura o las características presentes en esa área.

Se lograron observar diferentes especímenes de hongos silvestres comestibles y fueron seleccionados dos para su análisis, para poder llevar a cabo esta identificación de estos 2 hongos seleccionados; se le pregunto a los especialistas a que tipo de hongo era el que se estaba recolectando y que nos brindara la mayor cantidad de características necesarias para poder tener una base de conocimiento sobre el hongo que estábamos recolectando.

Se adjuntan algunas imágenes que fueron tomadas durante el recorrido de algunas especies de hongos encontradas y el equipo de trabajo que llevo a cabo este recorrido.



*Figura 5 Foto tomada durante recorrido*



*Figura 6 Foto tomada durante recorrido*



*Figura 7 Equipo de trabajo*







## **2. Identificación de los hongos**

Cabe mencionar que, para poder llevar a cabo la identificación de los hongos recolectados durante el recorrido llevado en la comunidad de San Miguel Canoa Puebla, ubicado aproximadamente a 12 Km al noreste de la ciudad de Puebla, dentro del parque nacional "La Malinche", se obtuvo apoyo de los guías que acompañaron este recorrido, ya que ellos cuentan con más de 30 años de experiencia dentro de esta área.

Al terminar la colecta y tener identificados los hongos según los conocimientos brindados por los guías, se almacenaron y fueron transportados para posteriormente tomar una foto a cada uno de los hongos y compararlos en la aplicación que lleva por nombre "PICTUREMUSHROOM".

En esta aplicación se logra comparar mediante fotografías si la información proporcionada por los guías fue correcta, ya que la aplicación indaga en diferentes redes de muy buena fuente y compara las fotos que nosotros proporcionamos con otras que se encuentran en la nube y nos da un resultado, este resultado puede ser favorable o negativo, así que fue muy importante agregar fotografías lo suficientemente nítidas para que no tuvieras ningún problema al realizar esta verificación.

Tabla 1 COMPARACIÓN DE HONGOS MEDIANTE LA APLICACIÓN "PICTUREMUSHROOM"

COMPARACIÓN DE HONGOS MEDIANTE LA APLICACIÓN "PICTUREMUSHROOM"	
CHALCIPORUS PIPERATUS	
HONGO RECOLECTADO	RESULTADOS DE APLICACIÓN
	
	
	

La aplicación nos brindó los siguientes resultados;

Dando a conocer que las fotografías mostradas se asemejan respecto a la familia, el orden y la clase del hongo en la cual estábamos interesados y por las cuales nos ayudaron a identificar los guías durante el recorrido.

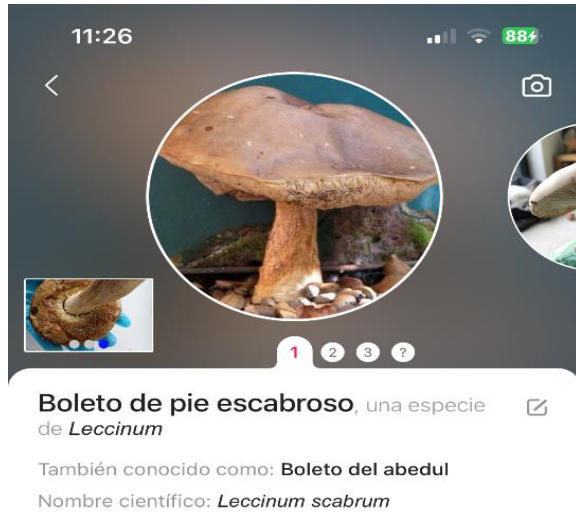


Figura 9 Información proporcionada por la aplicación PictureMushroom

I Características	
Altura de Esporocarpo	25 cm
Diámetro de Copa	5 - 15 cm
Colores	Marrón Rojo Gris
🎓 Clasificación científica	
Género	<i>Leccinum</i> - Leccinum
Familia	Boletaceae - Boletaceae
Orden	Boletales - Hongos de esponja y parientes
Clase	Agaricomycetes - Bejines y parientes, Hongos de sombrero, Setas
Filo	Basidiomycota - Royas y tizones, Setas

Figura 8 Información proporcionada por la aplicación PictureMushroom

Después de analizar los resultados obtenidos por medio de la aplicación, llegamos a la conclusión de que respecto a las características de familia, orden, clase que nos otorgó la aplicación son muy similares a las encontradas a la bibliografía, por lo que nuestra conclusión en este caso es que el hongo es el correcto y podemos deducir que el hongo Boletus grupo Edulis pertenece al género de los Leccinum, dentro de la familia Boletaceae, en el orden de los bolétales o también conocidos como hongos esponja, de la clase Agaricomycetes.

Toda esta información recabada de Boletus Grupo Edulis se puede apreciar en la Figura 8 Información proporcionada por la aplicación PictureMushroom, la cual nos muestra detalladamente las características de este hongo.

Tabla 2 COMPARACIÓN DE HONGOS MEDIANTE LA APLICACIÓN "PICTUREMUSHROOM"

COMPARACIÓN DE HONGOS MEDIANTE LA APLICACIÓN "PICTUREMUSHROOM"	
BOLETUS GRUPO EDULIS	
HONGO RECOLECTADO	RESULTADOS DE APLICACIÓN
	
	
	

En la tabla 2 se presenta la comparación del hongo boletus grupo Edulis, en la cual del lado izquierdo se muestran las fotos que se realizaron durante el recorrido en el parque nacional "La Malinche", y del lado derecho un resultado que nos arroja la aplicación "Picture Mushroom", podemos notar que las imágenes obtenidos mediante la aplicación son similares pero a la vez no suelen ser idénticas, esto se debe a que

la aplicación no tiene una gran variedad de fotografías de esa especie, o sencillamente que la imagen que nosotros proporcionamos no fue la adecuada y eso no nos dio un resultado tan similar.



Figura 11 Información proporcionada por la aplicación PictureMushroom

Características	
Altura de Esporocarpo	10 cm
Diámetro de Copa	5 - 15 cm
Colores	Marrón, Amarillo, Naranja
Clasificación científica	
Género	Suillus - Pambazos viscosos
Familia	Suillaceae - Suillaceae
Orden	Boletales - Hongos de esponja y parientes
Clase	Agaricomycetes - Bejines y parientes, Hongos de sombrero, Setas
Filo	Basidiomycota - Royas y tizones, Setas

Figura 10 Información proporcionada por la aplicación PictureMushroom

Respecto a los resultados en el caso de familia, orden, clase y filo notamos que el hongo que nosotros recolectamos contiene los mismos resultados en la bibliografía y los resultados de la aplicación, tal vez no nos dio un resultado concreto a lo que esperábamos, pero esto puede ser a que las fotos no eran las adecuadas o la información que contiene la aplicación respecto al hongo que buscamos no sea tan amplia y esa puede ser la razón de un resultado no certero.

### Características taxonómicas

Después de poder identificar los hongos que fueron recolectados y comparándolos con bibliografía y aplicaciones que nos ayuden a conocer aún más sobre su familia, genero, etc., Se procedió a realizar una descripción taxonómica de cada hongo, para poder identificarlos y así generar una tabla de fácil acceso donde muestren todas las características taxonómicas de cada uno de los 3 hongos recolectados.

Cabe mencionar que antes de realizar la tabla se presentan como están divididos los hongos, respecto a la familia, sus características generales, entre otras, para poder tener un conocimiento general respecto a

todas las clases de hongos que existen.

Los criterios según los cuales se clasifican para los hongos, (es decir, se disponen metódicamente, según una jerarquía, en Reino, Divisiones, Clases, Ordenes, Familias, Géneros y especies) están todavía sujetos a discusión, por lo que no existe una clasificación definitiva y aceptada por todos. Las modernas clasificaciones tienen muy en cuenta las características microscópicas y, además, los recientes trabajos sobre biología molecular han provocado profundos cambios en la taxonomía (ciencia que ordena, clasifica y describe los seres vivos) de los hongos.” M. Bon (2004) Ed. Omega

Como todos los seres vivos, los hongos se nombran de acuerdo con la nomenclatura de Linneo. Por tanto, cada individuo se denomina, en primer lugar, con el nombre del género al que pertenece y el segundo término indica la especie. Ej.: el champiñón cultivado se denomina *Agaricus* (género) *bisporus* (especie). (Alexopoulos et al. 1996, Zalamea 2002)

Remarcar la importancia del nombre científico por 2 razones:

El nombre científico es universal, mientras que los nombres vulgares varían de una zona a otra, incluso dentro de un mismo país y una misma región, utilizar el nombre científico supone situar a un individuo en una clasificación y atribuirle unas características concretas.

Se empieza con una clasificación general:

**Bolétales:** Esta es una familia muy interesante para el aficionado ya que no hay especies mortales, algunas son excelentes comestibles, y sólo algunas tóxico-indigestas. Además, son fáciles de distinguir de especies peligrosas de Agaricales, por su ausencia de láminas y su himenio en tubos paralelos, fácilmente separables de la carne. Es útil probar la carne para descartar para consumo las especies de Boletaceae que, sin ser tóxicas, son incomedibles por su amargor. La esporada de colores variados según especies.

(Alexopoulos et al. 1996, Zalamea 2002) Son micorrízicas con excepciones. Los bolétales se dividen en 4 géneros principales, y entre ellos tenemos a:

**Boletus:** Con sombreros poco o no viscosos, tubos libres, poros redondeados y finos. Esporada verdosa a pardo-verdosa. Pie robusto, ventrudo, con retículo, granuloso o liso según especies

**Suillus:** Son boletos con sombreros viscosos. Tamaño medio, pie más o menos cilíndrico. Algunos con anillo, como *Suillus luteus*, muy frecuente en los pinares jóvenes.



Figura 12 Guía de campo de los hongos de España y de Europa” M. Bon (2004) Ed. Omega

Xerocomus: Con sombrero generalmente aterciopelado o seco al tacto. Generalmente poco carnosos. Tubos adherentes o decurrentes y poros amplios. Pie más o menos cilíndrico

Leccinum: Generalmente sombreros no viscosos, carne que en algunas especies se oxida en contacto con el aire tomando colores rosas, verdosos o grisáceos. Tubos libres, poros redondos y finos y, generalmente largos, de colores grisáceos o amarillos en alguna especie. El pie suele ser alto y revestido de escamillas ásperas. (Alexopoulos et al. 1996, Zalamea 2002)

Amanita: Tres características fundamentales:

1. Presencia de anillo
2. Presencia de volva y/o restos de velo general
3. Láminas libres con esporada blanca.



Figura 13 Guía de campo de los hongos de España y de Europa" M. Bon (2004) Ed. Omega

Los sombreros, que se separan fácilmente del pie, suelen ser carnosos, generalmente con restos del velo general presentes en distintas formas según la especie. (Alexopoulos et al. 1996, Zalamea 2002)

Volvariella: Con volva, láminas libres, primero blanquecinas y después rosadas por la maduración de las esporas y sin anillo. Alguna especie, como Volvariella gloiocephala, es frecuente en bordes de caminos y prados abonados.

Lepiota y Macrolepiota:

1. Láminas libres
2. Esporada blanca
3. Presencia de anillo y ausencia de volva.

El pie y sombrero se separan fácilmente. La carne del pie es fibrosa. Las especies comestibles son grandes (Macrolepiota), muchas de ellas con anillo doble y móvil.

Pholiota:

1. Presencia de anillo o cortina espesa
2. Láminas generalmente adherentes
3. Esporada pardo-ferruginosa o pardo-ocre
4. Algunas lignícolas Este género actualmente se ha subdividido en diversos géneros (Flammulina, Gymnopilus, Agrocybe).

Agáricus:

1. Con anillo, sin volva
2. Láminas libres, primero gris, rosa o pardo rosado y al final color pardo oscuro o púrpuro-negruzcas.
3. Generalmente carnosas.

Pie algo fibroso que se suele separar fácilmente del sombrero. En este género se incluye el champiñón cultivado (*Agaricus bisporus*) y otras especies llamadas vulgarmente "champiñones silvestres"

APHYLLOPHORALES: Los Aphillophorales reúnen hongos que desarrollan basidiocarpos gimnocárpicos con una gran variedad de formas, tamaños, colores y texturas y se les encuentra frecuentemente sobre madera viva o muerta ( Alexopoulus et al. 1996, Zalamea 2002).

Después de hacer una descripción y caracterización taxonómica de todas las clases de órdenes y géneros de hongos más importantes que nos interesan, se construyó una tabla general ubicando las características taxonómicas de los 2 hongos que son de nuestro interés (*BOLETUS GRUPO EDULIS Y CHALCIPORUS PIPERATUS*)

Tabla 3 Características taxonómicas de 2 hongos silvestres comestibles

Nombre científico	Nombre común	Descripción general	Taxonomía
BOLETUS GRUPO EDULIS	Hongo Blanco Hongo Pambazo Seta Calabaza Seta de calabaza Calabaza	También conocido como hongo blanco, seta calabaza es una seta que pertenece a la familia Boletaceae. Su sombrero puede medir de 7 a 20 cm de diámetro y el pie adquirir la misma altura. El color del sombrero es pardo más o menos oscuro, con el borde netamente más claro que el resto. Los tubos del himenio son al principio blanquecinos, después amarillo-oliva. Habita generalmente en bosques	Reino: Fungí División: Basidiomycota Clase: Agaricomycetes Orden: Bolétales Familia: Boletaceae Género: Boletus Especie: Boletus Edulis

---

de pinos. Algunos tipos de  
vegetación donde se desarrolla  
son: Bosque de coníferas. (2016.  
CONABIO.)

Imagen



La seta del *Chalciporus*

Boleto picante  
Piper onddo  
Pebreta  
Poposo

Chalciporus  
Piperatus

*Piperatus* tiene un sombrero de  
entre 2 y 6 centímetros de  
diámetro, aunque puede alcanzar  
los 10 centímetros, hemisférico o  
convexo en fases jóvenes y más  
aplanado en fases maduras. Su  
cutícula es pegajosa y brillante en  
ambientes húmedos. La seta  
puede presentar tonos color ocre  
o rojizos con tonos amarillentos.  
Los tubos son adheridos, de color  
amarillo en fases juveniles y ocre  
o rojizo en la madurez. Los poros  
presentan el mismo color. El pie  
del cuerpo fructífero mide 3 o 4  
centímetros de largo, pudiendo  
alcanzar hasta 7 centímetros, por

Reino: Fungí  
División: Basidiomycota  
Clase: Agaricomycetes  
Orden: Bolétales  
Familia: Boletaceae  
Género: *Chalciporus*  
Especie: *Chalciporus*  
*Piperatus*

---

0,5 o 1 centímetros de ancho, es cilíndrico y presenta color amarillento en la base. La carne del sombrero es rojiza y la del pie es de color amarillo limón, no cambia de color al cortarla y presenta un sabor a pimienta. La esporada es marrón canela.

Imagen



---

### **3. Acondicionamiento y tamizado**

Como primer paso del acondicionamiento de las muestras es realizar una limpieza de estas, en lo cual consiste en retirar todos los componentes extraños que no formen parte de su estructura; esto quiere decir que se retiraron hojas, tierra, insectos, o algún otro material orgánico que pueda llegar a alterar los resultados finales de los análisis efectuados.



*Figura 14 Hongo libre de agentes extraños*

Al tener a los hongos totalmente libres de cualquier materia orgánica o inorgánica extraña se procede a realizar un secado, en donde se utilizó como equipo un horno convectivo a una temperatura programada de 50°C y con una velocidad de flujo de 2.4 m/s en un periodo de 3 horas, se llevó a cabo este procedimiento por dos factores: El primer factor es para poder tener una molienda efectiva, ya que un muestra seca es más fácil de triturar a diferencia de una muestra que aún tiene dentro de composición agua; y como segundo factor nos ayuda a aumentar la vida de anaquel de la muestra a analizar.



*Figura 15 Secado de muestras*

Posteriormente de tener las muestras totalmente secas se realizó una molienda utilizando un molino de marca Hamilton Beach, para así transformar las muestras en unas partículas más pequeñas o un polvo lo

suficientemente fino, esto con el fin de poder almacenarlas de manera más sencilla o a su vez para una mejor toma de muestras.



*Figura 16 Molienda de muestra en molino Hamilton Beach*

Se colocó una torre donde se encontraban 5 mallas con diferente número de partícula para realizar el tamizado, colocándose del número de partícula más grande al más pequeño en un orden ascendente, esto con la finalidad de poder obtener diferentes tipos de polvos finos al final, empezando con un polvo de número de partícula #40 hasta arriba de la torre y como final de la torre con #200.



*Figura 17 Tamizado de muestras*

Se obtuvieron 6 bolsas diferentes con muestras de este tamizado, en donde van desde: #40, #60, #80, #100, #200, y #residuos; este último fue lo que callo de la malla con numero de partícula #200 a la base de la mesa, por lo que es un polvo extremadamente fino y como estuvo en contacto con una superficie inerte no se usó para los análisis.



Figura 18 Ejemplo de muestra tamizada

Después de realizar el tamizado a cada uno de los 2 hongos, se elaboró una tabla donde se establece el número de partícula con el que se realizó el tamizado y el peso que quedo sobre ella, así como el residuo final que no se utilizara para ningún análisis.

Tabla 4 Resultados del tamizado a los hongos

HONGO	NÚMERO DE PARTICULA					OBSERVACIONES
	#40	#60	#80	#100	#200	
Boletus Grupo Edulis	36.81 g	11.48 g	5.22 g	3.42 g	5.32 g	Se almaceno 1.75 g de muestra como residuo ya que fue la que quedo al final de todas las mallas.
Chalciporus Piperatus	12.01 g	3.77 g	1.70 g	0.65 g	1.00 g	Se almaceno 1.35 g de muestra como residuo ya que fue la que quedo al final de todas las mallas.

#### 4. Obtención de extracto etéreo

Antes de llevar a cabo todo el proceso de montaje del equipo Soxhlet, se tiene que elaborar un cartucho de papel filtro, que a la vez sea de un tamaño adecuado para que se pueda colocar dentro de la corneta, adentro debe de llevar 5g de la muestra debidamente acondicionada y tapada en la parte superior por un algodón, esto para que no permita salir muestra que este muy gruesa y dañe el equipo.

Cabe mencionar que la muestra tiene que estar en un tamaño de partícula adecuado, esto quiere decir que no sea muy gruesa ni a la vez muy fina ya que de ser así podría afectar los resultados, esto quiere decir que si la muestra es demasiado gruesa no se podrá realizar una buena extracción y en cambio si la muestra es muy pequeña puede ocurrir que salga del cartucho y nos dé un resultado erróneo.



Figura 19 Cartucho con muestra al interior del equipo

Para la determinación del extracto etéreo o determinación de grasa total se utilizó el método que lleva por número 920.39 de la AOAC (1990), en esto método se tomaron 5g de las muestras perfectamente acondicionadas y se introdujo el cartucho que se menciona antes, posteriormente se adiciono 150 mL de hexano donde se realizó la extracción a 265 °C hasta llegar a su punto de ebullición.



Figura 20 Equipo de extractor tipo Soxhlet

Una vez que se terminó el proceso que duro aproximadamente 40 a 45 minutos, se procedió a recuperar el hexano utilizado mediante una evaporación, esperamos que nuestro matraz llegara a una temperatura

ambiente colocándolo en un desecador, al estar en una temperatura optima se retira del desecador y se pesa el matraz junto con la grasa extraída que se encuentra en su interior.



Figura 21 Matraz con grasa final extraída

$$\text{Formula: \%Grasas} = \frac{\text{Peso final} - \text{peso matraz vacio}}{\text{g de muestra}} \times 100$$

Al realizar estos cálculos se obtienen los resultados del % de grasas contenido en nuestro hongo, estos resultados los podemos observar en la tabla 6, donde se presentan a los dos hongos análisis (*Boletus grupo Edulis* y *Chalciporus Piperatus*)

Tabla 5 Cálculos de análisis de extracto etéreo por el método de soxhlet.

HONGO	PESO MATRAZ + PERLAS	PESO MUESTRA	PESO MATRAZ + PERLAS + EXTRACTO	% GRASAS
<i>Boletus Grupo Edulis</i>	92.76 g	2.01 g	93.26 g	24.58 %
<i>Chalciporus Piperatus</i>	116.30 g	2.05 g	117.76 g	71.00 %

Al obtener el resultado del porcentaje de grasas que contienen nuestros hongos se realizó una comparación de acuerdo con un alimento más común que consumimos diariamente o con más frecuencia, el cual se llama por su nombre científico: *Agaricus Bisporus* o también conocido como champiñón.

Donde podemos analizar la siguiente comparación.

Nos indica que el hongo *Agaricus Bisporus* contiene un total de 90% de porcentaje de grasas. según (Atila, F., Owaid, M. N., & Shariati, M. A. 2017)

## 5. Determinación de perfil de ácidos grasos por cromatografía de gases.

Para poder saber con qué ácidos grasos contaban nuestros dos hongos se realizó un análisis de perfil de ácidos grasos mediante una cromatografía de gases:

En las siguientes tablas (Tabla 6 y 8 respectivamente) Podemos observar los ácidos grasos que se encuentran presentes en nuestros 2 hongos analizados (*Boletus grupo Edulis* y *Chalciporus Piperatus*)

En la tabla 7 se pueden apreciar los 3 ácidos grasos con mayor presencia en *Boletus Grupo Edulis* los cuales son (Ácido Hexanoico, Methyl hexadec-9-enoate, Ácido Gamma-Linolenico) como a la vez también se encuentra el ácido graso con menor presencia, el cual es el Ácido Nonadecanoico.

### PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS (BOLETUS)

Tabla 6 Componentes más importantes de *Boletus Grupo Edulis*

Componentes más importantes en <i>Boletus Grupo Edulis</i>						
COMPONENTE	NOMBRE COMUN	Tiempo de retención	Intensidad de la señal	Concentración ug/mL	DEV (Min)	
Ácido Hexanoico	Ácido Caproico	7.26	724856	2.62#	1	Mas altos
Ácido Gamma- Linolenico	GLA Omega 6	37.28	258755	7.04#	7	

Ácido Nonadecanoico	Ácido Nondecílico	55.15	1339	1.08#	19	Mas bajo
---------------------	----------------------	-------	------	-------	----	----------

## PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS (POPOSO)

Tabla 7 Componentes más importantes de *Chalciporus Piperatus*

Componentes más importantes en <i>Chalciporus Piperatus</i>						
COMPONENTE	NOMBRE COMUN	Tiempo de retención	Intensidad de la señal	Concentración ug/mL	DEV (Min)	
Ácido 9- Octadecenoico	Ácido Oleico	38.06	42382947	243.85	91	Mas altos
Ácido Hexadecanoico	Ácido Palmítico	34.36	1124203	2.19	1	
Ácido Decanoico	Ácido Caprico	20.18	507	0.48	25	Mas bajo

Se debe de tener en cuenta que en los dos hongos se obtuvieron resultados variados respecto a los ácidos grasos que contenían y que se lograron identificar.

### Respecto al *Boletus grupo Edulis*:

Se observó que el Ácido Hexanoico se encontró con una concentración de 2.62# ug/mL, el ácido Hexanoico también conocido como ácido caproico, tiene varias aplicaciones en diferentes campos debido a sus propiedades químicas y físicas en la Industria alimentaria y aromatizantes: se utiliza en la fabricación de aromatizantes y esencias para alimentos y bebidas debido a su olor característico. A menudo se encuentra en productos aromatizantes naturales, como la mantequilla y el queso. También se emplea en la fabricación de productos lácteos con sabor a nuez y mantequilla. Guachar, E. (2002).

### En cambio, el hongo *Chalciporus Piperatus*;

Se encontró que el ácido graso con mayor presencia es el Ácido 9- Octadecenoico con una concentración

de 243.85# ug/mL, también conocido como ácido oleico, es un ácido graso monoinsaturado que se encuentra en muchos aceites vegetales, como el aceite de oliva, el aceite de cártamo y el aceite de canola. Este ácido graso es importante en la nutrición y tiene una serie de beneficios para la salud.

Al ser un ácido tan popular se le pueden obtener muchos beneficios como, por ejemplo:

Salud cardiovascular:

Para poder comparar nuestros hongos con un alimento que se consume con frecuencia utilizaremos al hongo ya como se conoce en el día a día como champiñón .

Referente a los ácidos grasos que contiene el hongo por nombre *Agaricus Bisporus* o por su nombre común champiñón se encontraron los ácidos linoleicos, caprílico, palmítico, esteárico, oleico, eicosanoico y erúcico y los ácidos grasos que se encuentran en dominancia en este hongo son: El ácido linoleico con un porcentaje del 44.19% y el ácido Palmítico (Atila, F., Owaid, M. N., & Shariati, M. A. 2017)

Tabla 8 Comparación de % de grasas de 3 hongos y sus ácidos grasos

COMPARACIÓN DE % DE GRASAS Y ACIDOS GRASOS			
Hongo	% Grasas	Componente	Nombre Común
Agaricus Bisporus	90.00 %	cis, cis-9,12-Octadecadienoic acid	Ácido Linoleico
Chalciporus Piperatus	71.00 %	Ácido cis-9-octadecenoico	Ácido oleico
Boletus Grupo Edulis	24.58 %	Ácido Gamma-Linolenico	Omega 6

Por lo que podemos mencionar que nuestros hongos contienen una cantidad notoria de % de grasas y que cada uno incluye un ácido graso importante como lo son el ácido oleico y el omega 6, estos dos ácidos grasos nos aportan.

Ácido oleico: Además de su alta capacidad antioxidante también disminuye la expresión de proteínas relacionadas con el transporte de colesterol, disminuyendo la absorción de colesterol, previniendo así la aterosclerosis. (Santa-María, C., López-Enríquez, S., Montserrat-de la Paz, S., Geniz, I., Reyes-Quiroz, M. E., Moreno, M., Palomares, F., Sobrino, F., & Alba, G. (2023). Update on anti-inflammatory

molecular mechanisms induced by oleic acid. *Nutrients*, 15(1), 224.  
<https://doi.org/10.3390/nu15010224>)

Omega 6: El omega 6 nos brinda diferentes aportes para la salud al consumirlo, como la regulación de la producción de energía, así como la salud ósea, de la piel y el cabello. Además de que se encontró que el aumento de la ingesta de ácidos grasos omega 6 puede producir poco o ningún cambio en las muertes o en los episodios cardiovasculares, pero puede reducir el riesgo de ataques al corazón. (Hooper, L., Al-Khudairy, L., Abdelhamid, A. S., Rees, K., Brainard, J. S., Brown, T. J., Ajabnoor, S. M., O'Brien, A. T., Winstanley, L. E., Donaldson, D. H., Song, F., & Deane, K. H. O. (2018).

## **6. Determinación de fibra dietética**

Para poder determinar el contenido de fibra que contenían nuestros hongos se utilizó el método enzimático gravimétrico, en el cual se emplearon las enzimas  $\alpha$ -amilasa termoestable, proteasa y amiloglucosidasa (Manual Megazyme, 2011).

Como primer paso se pesó 1 g de muestra por duplicado de cada uno de nuestros hongos, eso quiere decir que se tenían 4 muestras en total y a la vez se pesó 2 muestras de blancos.

A cada una de nuestras muestras se agregó la enzima  $\alpha$ -amilasa termoestable y se agitó levemente colocando en un baño de agua a 95°C por 35 min, al retirarla se ajustó su PH a 7.5.

Al tener el pH a 7.5 se prosigue a agregar la enzima proteasa y se incubó a 60°C por 30 min, para así al terminar este tiempo ajustar el pH a un rango de 4.1 - 4.8.



Figura 22 Adición de enzimas a las muestras

Posteriormente se agregó la enzima amiloglucosidasa, añadir alcohol etílico al 95% y se dejó reposando durante toda la noche.



Figura 23 Muestras con todas las enzimas agregadas listas para reposar toda la noche

Al finalizar se filtró y se realizó un lavado con agua destilada a 70°C, posteriormente se lavó con etanol y al final acetona, se retira la muestra del filtrado y pasa a un secado en horno a una temperatura de 103°C durante toda la noche.



Figura 24 Muestras de análisis de fibra totalmente seca

Así una vez seco se procede a pesar y anotar los resultados que aparecen en la tabla 9 utilizando la siguiente formula:

$$\text{FORMULA: \% Fibra dietaria} = \left( \frac{WR - WC - WP - WB}{WM} \right) * 100$$

Donde:

WR= Peso del residuo

Wc= Peso Cenizas

WP= Peso proteínas

WB= Peso del blanco

WM= Peso de la muestra

Tabla 9 Resultados de análisis de % de fibra dietética

HONGO	PESO MUESTRA (G)	PESO FILTRO (G)	PESO FILTRO CONSTANTE (G)	PESO CHAROLA (G)	PESO CHAROLA + FILTRO + MUESTRA	PESO DE RESIDUO (G)	% PROTEÍNA	PESO PROTEÍNA (G)	% CENIZAS	PESO CENIZAS (G)	% FIBRA
Boletus	1.00	0.39	0.39	3.36	4.61	0.86	36.25	0.003	26.48	0.002	39.7

	1.00	0.39	0.39	3.33	4.58	0.84	36.25	0.003	26.48	0.002	38.5
Chalciporus Piperatus	1.00	0.39	0.393	3.34	4.72	0.98	10.19	0.001	9.62	0.007	52.1
	1.06	0.39	0.39	3.36	4.75	0.99	10.19	0.001	9.62	0.007	55.5
Blanco	0.000	0.39	0.39	3.36	4.21	0.45	-	-	-	-	-

Cabe determinar que los resultados promedio del % de fibra dietética obtenido de los dos hongos, es para *Boletus Grupo Edulis* un total de 39.1% y para *Chalciporus Piperatus* de 54.01% , donde notamos que el hongo *Chalciporus Piperatus* contiene una mayor cantidad de porcentaje de fibra en contra de *Boletus Grupo Edulis*.

En comparación con el hongo *Agaricus Bisporus* notamos los siguientes resultados: Una variación de 45.9% a 70% de porcentaje de proteínas lo que nos dio un promedio de 54% de porcentaje total de fibra dietética. Fraga, S. M., & Nunes, F. M. (2020)

Tabla 10 Comparación de % de fibra dietética

Comparación de % de Fibra dietética de 3 hongos		
Hongo	Nombre Común	% De Fibra dietética
Chalciporus Piperatus	Poposo	54.01%
Agaricus Bisporus	Champiñón	54%
Boletus Grupo Edulis	Seta Calabaza	39.1%

Como podemos notar en la comparación, nos damos cuenta de que existe prácticamente una similitud en los porcentajes de fibra entre el Poposo (*Chalciporus Piperatus*) y el champiñón (*Agaricus Bisporus*), demostrando una diferencia de prácticamente .01%, en comparación con *boletus grupo Edulis* que solamente nos mostró un 39.1% de Fibra dietética.

Y como sabemos el consumo de fibra dietética nos puede ayudar a disminuir el riesgo de diabetes tipo 2, aliviar el estreñimiento, reducir el riesgo de enfermedades cardiovasculares entre otros beneficios; por lo que notamos que el hongo *Chalciporus Piperatus* nos brindaría un gran aporte de Fibra dietética.

## **7. Determinación de proteínas**

Para poder determinar el contenido de proteínas que contenían nuestros hongos se utilizó el método micro-Kjeldahl, este es una técnica de laboratorio utilizada para determinar la concentración de nitrógeno en muestras orgánicas.

Este método se basa en la digestión de la muestra orgánica con ácido sulfúrico concentrado y la posterior destilación del amoníaco generado, que se recoge en una solución ácida y se valora con una solución de ácido sulfúrico o una solución estándar de hidróxido de sodio.

Además, El método micro-Kjeldahl se utiliza comúnmente en la industria alimentaria y en laboratorios de análisis para determinar el contenido de proteínas en alimentos, forrajes, productos agrícolas y otros materiales orgánicos.

El procedimiento que llevo a cabo fue el siguiente: Se agregaron 37.5 mg de muestra, donde se llevó a cabo una digestión agregando 2.5 g de mezcla catalizadora y 4.5 mL H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado, todo esto se llevó a cabo a una temperatura de 300 °C. Al terminar este proceso se procedió a agregar 40 mL de H<sub>2</sub>O Y 10 mL de NaOH al 40% para poder neutralizarlo.

Se deja reposar y posteriormente se procede a agregar 5 mL de NaOH para poder precipitar y generar una nube y así empezar con la destilación.



*Figura 25 Presencia de nube al agregar 5mL de NaOH*

Posteriormente de observar la nube creada, se agregan 5 mL de ácido bórico y gotas de indicador Tashiro shiro y así poder iniciar la destilación en el equipo micro-Kjeldah, se para el proceso hasta observar un cambio en la coloración y tener una capacidad tolerable después de la destilación.



*Figura 26 Inicio de destilación en equipo micro-Kjeldahl*



Figura 27 Final de destilación en equipo micro-Kjeldah

Posteriormente se realiza una titulación utilizando HCL, cabe mencionar que el matraz tiene que estar en constante calentamiento para que se puede llevar a cabo una titulación correcta y no existan falsos positivos, en donde obtuvimos los siguientes resultados de nuestros dos hongos analizados.



Figura 28 Proceso de titulación para la obtención de % de proteínas

$$\text{Formula: } \% \text{ de N} = \text{Normalidad del HCl} * \frac{\text{Vol.corregido del ácido (mL)}}{\text{mg de muestra}} * \frac{14 \text{ mg de N}}{\text{mol}} * 100$$

$$\% \text{ de Proteína} = \% \text{ de N} * \text{Factor de proteína}$$

Factor de proteína utilizado en el cálculo en hongos: 6.25

Tabla 11 Resultados de % de proteínas

HONGO	PESO DE MUESTRA	NORMALIDAD DE HCL	VOLUMEN CORREGIDO DE HCL	% NITRÓGENO	FACTOR DE PROTEÍNA	%PROTEÍNAS
Boletus Grupo Edulis	36.2 mg	0.02 N	7.5 ml	5.8 %	6.25	36.25 %
Chalciporus Piperatus	36.0 mg	0.02 N	2.1 ml	1.63 %	6.25	10.19 %

Como notamos el % de proteína es relevante en el *Boletus Grupo Edulis* con una diferencia casi por arriba del 25% en comparación del *Chalciporus Piperatus*.

Pero al hacer la comparación con el champiñón obtenemos por diferentes autores los siguientes resultados:

11.01 %, Sadiq et al. (2008)

25 %, Muszynska et al., (2011)

24.7 % Mohiuddin et al. (2015)

29.14 % Ahlavat et al. (2016)

Tabla 12 COMPARACIÓN DE % DE PROTEINA DE 3 HONGOS

COMPARACIÓN DE % DE PROTEINA DE 3 HONGOS		
Hongo	Nombre Común	% Proteína
Boletus Grupo Edulis	Boleto	36.25%
Agaricus Bisporus	Champiñón	29.4%
Chalciporus Piperatus	Poposo	10.19%

Podemos notar que nuestro hongo Boletus contiene una mayor cantidad de proteína, por lo que notamos que es más rico en proteínas que el mismo champiñón por arriba del 6.85%, sin embargo, nuestro hongo Poposo nos brinda un 10% de proteínas, lo cual es una gran diferencia en comparación de nuestro hongo principal.

## 8. Determinación de cenizas

Para poder obtener la determinación de cenizas se utilizó el método 923.03 de la AOAC, en donde en primer lugar, debemos de mantener a peso constante nuestros crisoles, posteriormente se pesó 1 g de muestra de cada uno de nuestros hongos para iniciar la combustión y sacar todo el contenido de agua que se encuentre, si es posible se realiza hasta que note un color grisáceo en la muestra.



*Figura 29 Proceso de combustión para eliminar el alto contenido de agua y obtener cenizas*

Posteriormente se meten en una mufla a una temperatura de a 525°C hasta conseguir la obtención de cenizas totalmente blancas sin restos de materia orgánica



Figura 30 Muestras ingresadas a la mufla para eliminar el resto de materia orgánica

El porcentaje de cenizas se calcula con la siguiente formula:

Donde:

P0= Peso del crisol vacío

P1= Peso del crisol con la muestra

P2= Peso del crisol con las cenizas

Ecuación 6 Formula para obtener el % de cenizas

$$\%Cenizas = \frac{P - p}{M} * 100$$

Tabla 13 Datos del análisis de % de cenizas

<b>ANALISIS DE CENIZAS</b>					
HONGO	PESO CONSTANTE DE CRISOL VACÍO	PESO MUESTRA	PESO CRISOL + MUESTRA SECA	PESO CRISOL CON CENIZAS	%
Boletus Grupo Edulis	74.655	0.1079g	74.7634g	75.66g	9.267%
Chalciporus Piperatus	80.181 g	0.1053g	80.2872 g	80.28 g	20.60%

Cabe mencionar que nuestro resultado del análisis de cenizas nos brinda la información de que en nuestros hongos puede existir una gran cantidad de minerales beneficiosos ya que estos es lo que nos queda después de retirar todo el contenido de agua que estos poseen.

El hongo Agaricus Bisporus nos entrega el contenido de cenizas en el hongo varía entre 6 y 11 % según la especie; los que aparecen en mayor cantidad son el calcio, potasio, fósforo, magnesio, zinc y cobre (15). (Cano-Estrada, A., & Romero-Bautista, L. (2016).

Tabla 14 COMPARACIÓN DE % DE CENIZAS CONTENIDA EN 3 HONGOS

<b>COMPARACIÓN DE % DE CENIZAS CONTENIDA EN 3 HONGOS</b>		
Hongo	Nombre Común	% Cenizas
Boletus Grupo Edulis	Boleto	9.267%
Agaricus Bisporus	Champiñón	11%
Chalciporus Piperatus	Poposo	20.60%

En este caso al realizar la comparación notamos que el hongo Poposo cuenta con una mayor cantidad de % de cenizas, y el boletus se asemeja al porcentaje que cuenta el champiñón, lo que nos indicaría que podría contener una mayor cantidad de minerales al realizar un estudio más completo o simplemente una mayor concentración de contaminantes.

## 9. Determinación de azúcares reductores

Para llevar a cabo la obtención de azúcares reductores, se ocupa el reactivo de Fehling ya que este al ser un reactivo oxidante se tiende a reducir y más si las muestras contienen algún grupo funcional como un aldehído o una cetona.

Nosotros utilizamos la reacción de Fehling en donde primero vamos a conjuntar los dos reactivos Fehling A y Fehling B, todo esto en un matraz donde observaremos una coloración azul.



Figura 31 Reactivo Fehling A y B en conjunto

Posteriormente se conjuntó la mezcla y se sometió a calentamiento, durante este proceso se observa que los azúcares reductores reducen el ion cúprico ( $\text{Cu}^{2+}$ ) en la solución a ion cuproso ( $\text{Cu}^+$ ), la reducción del ion cúprico da lugar a la formación de un precipitado de óxido de cobre (I) de color rojo ladrillo. El color del precipitado es un indicador de la presencia de azúcares reductores en la muestra.

Posteriormente se deja enfriar y se filtra para separar el precipitado.



Figura 32 Se observa la reacción de cambio de color, en donde notamos la presencia de azúcares reductores

Para determinar el % de azúcares reductores ocupamos la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Azúcares reductores directos} = \frac{F * V}{m * g} * 100$$

F = Factor de Fehling = gramos de dextrosa equivalente a 10 ml de la mezcla de reactivos

V = volumen del aforo

m = Masa de la muestra

g = volumen del filtrado empleado en la titulación

Tabla 15 Resultados del % de azúcares reductores

HONGO	FACTOR DE FEHLING	VOLUMEN DEL AFORO	MASA DE LA MUESTRA	VOLUMEN DEL FILTRADO EMPLEADO EN LA	%AZÚCARES REDUCTORES DIRECTOS
<i>Boletus Grupo Edulis</i>	0.05 g	100 ml	1.0083	33.5 ml	14.8%
	0.05 g	100 ml	1.0083	35 ml	14.16%
<i>Chalciporus Piperatus</i>	0.05 g	100 ml	1.096	24.5 ml	18.62%
	0.05 g	100 ml	1.096	23.8 ml	19.16%

Al estimarse que se realizó por duplicado las pruebas, se obtuvo un promedio de estas dos, brindándonos que el boletus obtuvo un promedio de 14.8% y para el Poposo un total de 18.89% de azúcares reductores.

Según Sales-Campos, C., Vianez, B. F., & de Abreu, R. L. S. (n.d.). (2024) el porcentaje de azúcares reductores que contiene el hongo Agaricus Bisporus es un total de 15.32%.

*Tabla 16 COMPARACIÓN DE % DE AZÚCARES REDUCTORES CONTENIDO EN 3 HONGOS*

<b>COMPARACIÓN DE % DE AZÚCARES REDUCTORES CONTENIDO EN 3 HONGOS</b>		
Hongo	Nombre Común	% Azúcares
Boletus Grupo Edulis	Boleto	14.8%
Agaricus Bisporus	Champiñón	15.32%
Chalciporus Piperatus	Poposo	18.89%

## **10.Preparación de extractos**

Posteriormente de tener los dos hongos en perfecto acondicionamiento se procedió a realizar un extracto de nuestra muestra por medio de dos métodos, estos métodos fueron maceración y ultrasonido se utilizó como solvente etanol.

El método de extracción por maceración consiste en: La extracción por maceración es un método de extracción utilizado en la preparación de productos naturales, como extractos de plantas y alimentos. En este proceso, se sumerge una sustancia sólida en un solvente líquido durante un período de tiempo prolongado a temperatura ambiente o moderada. El solvente se utiliza para disolver los componentes deseados de la sustancia sólida, como compuestos químicos, aceites esenciales o sabores.



*Figura 33 Obtención de extracto por método de maceración*

El método de extracción por ultrasonido consiste en: La extracción por ultrasonido es una técnica utilizada para extraer compuestos de interés de una muestra utilizando ondas de ultrasonido. Esta técnica se basa en la aplicación de ultrasonidos de alta frecuencia (generalmente en el rango de 20 kHz a 100 kHz) para promover la ruptura de las células o tejidos y la liberación de compuestos de interés en una solución. (Kamil K. Vladimir K. 2014)



*Figura 34 Obtención de extracto por método de Ultrasonido*

Para poder preparar estos extractos se utilizó como solvente etanol al 80% para los dos métodos.

## 11. Determinación de compuestos fenólicos totales

Como resultado de nuestra obtención de extractos, nos dio como resultado que para el método de maceración del hongo *Boletus grupo Edulis*  $1.4693 \pm 0.0828$  mg equivalente de ácido gálico o (EAG)/mL de extracto, en cambio por el método de ultrasonido del mismo hongo nos dio  $1.2943 \pm 0.0751$  mg equivalente de ácido gálico o (EAG)/mL de extracto.

Como resultado de nuestra obtención de extractos, nos dio como resultado que para el método de maceración del hongo *Chalciporus Piperatus*  $0.8982 \pm 0.0341$  mg equivalente de ácido gálico o (EAG)/mL de extracto, en cambio por el método de ultrasonido del mismo hongo nos dio  $0.7666 \pm 0.0138$  mg equivalente de ácido gálico o (EAG)/mL de extracto.

Estos resultados se obtuvieron gracias a la fórmula que se obtuvo de la curva de calibración de ácido gálico.

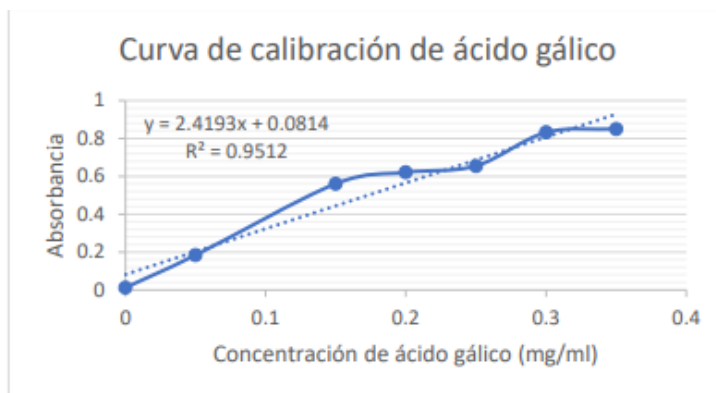


Figura 35 Curva de calibración de ácido gálico

En la tabla 13 y 14 se presentan los resultados de los cálculos para compuestos fenólicos totales

Tabla 17 Cálculos para compuestos fenólicos totales de *Boletus grupo Edulis*

HONGO	REP.	METODO DE EXTRAC.	CONC. g/MI	ABS.	CALCULO CURVA	FACTOR DE DILUCIÓN	CONC. FINAL
<b>Boletus Grupo Edulis</b>	1	Maceración	0.1	0.77	0.28	5	1.43
<b>Nombre Común</b>	2	Maceración	0.1	0.83	0.31	5	1.56
	3	Maceración	0.1	0.76	0.28	5	1.40
	Promedio			1.46			
	Dev.Est			0.08			
	Coe.Var			5.64%			
<b>Hongo Blanco</b>	1	U.S	0.1	0.66	0.24	5	1.21
<b>Seta Calabaza</b>	2	U.S	0.1	0.719	0.26	5	1.31
	3	U.S	0.1	0.737	0.27	5	1.35
	Promedio			1.29			
	Dev.Est			0.07			
	Coe.Var			5.80%			

Como podemos observar el hongo *Boletus grupo Edulis* presenta una absorbancia DE 1.46 para el método de maceración y una absorbancia de 1.29 obtenido en el método de ultrasonido.

Tabla 18 Cálculos para compuestos fenólicos totales de *Chalciporus Piperatus*

HONGO	REP.	METODO DE EXTRAC.	CONC. g/MI	ABS.	CALCULO CURVA	FACTOR DE DILUCIÓN	CONC. FINAL
Chalciporus Piperatus	1	Maceración	0.1	0.525	0.18	5	0.91
<b>Nombre Común</b>	2	Maceración	0.1	0.548	0.19	5	0.96
Poposo	3	Maceración	0.1	0.516	0.17	5	0.89
	Promedio			0.89			
	Dev.Est			0.03			

Coe.Var				3.80%			
1	U.S	0.1	0.44	0.15	5	0.75	
2	U.S	0.1	0.46	0.15	5	0.78	
3	U.S	0.1	0.448	0.15	5	0.75	
Promedio			0.76				
Dev.Est			0.013				
Coe.Var			1.80%				
Coe.Var			0.00%				

En el caso de nuestro hongo *Chalciporus Piperatus* notamos que nos dio de absorbancia una cantidad total por el método de maceración de 0.89 y para el método de ultrasonido 0.76.

Como notamos, para obtener la capacidad de compuestos fenólicos de estos hongos, el método de maceración nos brinda un mejor resultado en la capacidad de absorbancia, por lo que en este caso este modo de extracción nos fue más beneficioso.

Tabla 19 Comparación de compuestos fenólicos totales

Comparación de compuestos fenólicos totales		
Hongo	Nombre Común	Abs.
<i>Boletus Grupo Edulis</i>	Boleto	1.46 Maceración
<i>Agaricus Bisporus</i>	Champiñón	1.70 Maceración
<i>Chalciporus Piperatus</i>	Poposo	0.89 Maceración

- Los compuestos fenólicos son antioxidantes ya que pueden eliminar los radicales libres que se producen por el estrés oxidativo.
  - Cardio protectores, pues su consumo ayuda a disminuir la incidencia de síndromes coronarios.
  - Anticancerígenos. Algunos compuestos fenólicos tienen efectos protectores contra agentes cancerígenos e inhibidores de metástasis.
  - Antidiabéticos, por su capacidad de inhibir la absorción de glucosa en el intestino o en los tejidos periféricos.
  - Antienvjecimiento. Los fenoles tienen actividad antiinflamatoria y, junto con sus efectos antioxidantes, pueden reducir el desarrollo del envejecimiento celular.
  - Neuroprotector, por su capacidad antioxidante. Ayudan a retrasar el deterioro del sistema nervioso. Por esto, contribuyen a la prevención de enfermedades degenerativas como el Alzheimer o el Parkinson.
- (Abarca-Vargas y Petricevich, 2019).

## 12.Determinación de capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante se refiere a la capacidad de una sustancia o un sistema biológico para neutralizar los efectos dañinos de los radicales libres y otros compuestos oxidantes. Los radicales libres son moléculas inestables que pueden causar daño a las células y tejidos del cuerpo al robar electrones de otras moléculas, lo que puede desencadenar reacciones en cadena perjudiciales para la salud. La capacidad antioxidante es esencial para proteger las células y el organismo de los efectos nocivos del estrés oxidativo. Halliwell, B. (2007).

Diversos informes demostraron que de forma convincente una estrecha relación entre la actividad antioxidante y el contenido fenólico (Prasat et al.,2005; Kyslychenko et al .,2010), además que las propiedades de los compuestos fenólicos desempeñan un papel importante en la estabilidad de los productos alimenticios.

La técnica DPPH es ampliamente utilizada para evaluar la actividad antioxidante debido a que este radical no es afectado por reacciones secundarias como la quelación de iones de metal o la inhibición de enzimas

La actividad antioxidante puede ser evaluada puede ser evaluado calculando la  $EC_{50}$  que corresponden a la cantidad de extracto requerido para captar el 50% de los radicales DPPH presentes en la muestra.

Para la determinación de capacidad antioxidante se utilizó el método DPPH, en donde en la tabla 15 y 16 se pueden observar la capacidad antioxidante presente en el hongo *Chalciporus Piperatus*, en donde podemos visualizar la comparación de la capacidad antioxidante , en la tabla 15 se presenta la capacidad antioxidante por los métodos ABTS Y DPPH , pero utilizando como método de extracción maceración: en donde nos da como resultado para ABTS  $71.463 \pm 0.79$  de % de inhibición y en cambio para DPPH nos dio un resultado de  $70.583 \pm 0.323$  de % de inhibición , hay que tener en cuenta que estos resultados se obtuvieron utilizando la maceración como método de extracción.

En cambio, al utilizar ultrasonido como método de extracción para el mismo hongo *Chalciporus Piperatus* nos dio como resultado para ABTS  $69.69 \pm 0.64$  % de inhibición, en cambio para DPPH nos dio un resultado de  $67.17 \pm 0.28$  % de inhibición.

Comparando los resultados obtenidos nos damos cuenta de que al utilizar la maceración como método de extracción ya sea para el estudio ABTS Y DPPH nos dio un mejor resultado de capacidad

antioxidante de radicales libres para el hongo *Chalciporus Piperatus*.

En las tablas 17 y 18 observamos la capacidad antioxidante obtenida del hongo *Boletus* grupo *Edulis*, y como se mencionó anteriormente se realizó el cálculo de los dos métodos por diferentes tipos de extracción.

Para el caso de el extracto mediante maceración se obtuvo que para ABTS  $69.26 \pm 2.2$  % de inhibición en cambio para DPPH se obtuvo  $65.13 \pm 0.7050$  % de inhibición , mediante que por el método de extracción de ultrasonido se obtuvo que para ABTS un total de  $85.05 \pm 3.65$  % de inhibición y para DPPH un total de  $81.4133 \pm 0.48\%$  .

Como nos damos cuenta, en comparación con los resultados del *Chalciporus Piperatus*, en este caso la extracción por medio de ultrasonido nos dio un mejor resultado de capacidad antioxidante de radicales libres para el hongo *Boletus* grupo *Edulis*

### *CHALCIPORUS PIPERATUS*

Tabla 20 Capacidad antioxidante de *Chalciporus Piperatus* por medio ABTS Y DPPH utilizando como método de extracción maceración

Método de extracción		Maceración					
Nombre científico		<i>Chalciporus Piperatus</i>					
Nombre común		Poposo		Compuestos fenólicos Totales			
		Antioxidantes por ABTS		Antioxidantes por DPPH		mg EAG/mL Extracto	
REPETICIÓN	ABS I.	ABS F.	Inhibición % n	ABS I.	ABS F.	Inhibición % n	
1	0.70	0.41	71.36	0.51	0.14	70.84	18.33
2	0.70	0.40	72.30	0.50	0.14	70.69	19.29
3	0.7	0.41	70.73	0.49	0.14	70.22	17.96
Promedio			71.46			Promedio	70.58
Dev. est			0.79			Dev. est	0.32
Coe.var			1.11%			Coe.var	0.46%

Tabla 21 Capacidad antioxidante de *Chalciporus Piperatus* por medio ABTS Y DPPH utilizando como método de extracción maceración

Método de extracción				Ultrasonido			
Nombre científico				<i>Chalciporus Piperatus</i>			
Nombre común				Poposo		Compuestos	
Antioxidantes por ABTS				Antioxidantes por DPPH		fenólicos	
						Totales	
REPETI CIÓN	ABS I.	ABS F.	% Inhibición	ABS I.	ABS F.	% Inhibició n	mg EAG/mL Extracto
1	0.71	0.41	70.33	0.48	0.15	67.49	15.20
2	0.71	0.42	69.05	0.47	0.15	67.09	15.65
3	0.71	0.41	69.69	0.47	0.15	66.95	15.15
Promedio			69.69	Promedio			67.17
Dev. est			0.64	Dev. est			0.28
Coe.var			0.92%	Coe.var			0.42%

Tabla 22 Comparación de actividad antioxidante por método de extracción para *Chalciporus Piperatus*

COMPARACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE POR METODO DE EXTRACCIÓN		
<i>Chalciporus Piperatus</i>	ABTS	DPPH
Maceración	71.46	70.48
Ultrasonido	69.69	67.27

Como podemos observar, notamos una similitud al obtener la capacidad de antioxidantes por método ABTS Y DPPH para el hongo *Chalciporus Piperatus*, ya que nos brinda una mejor respuesta del % de inhibición, en donde notamos que para el método ABTS nos dio un total de 71.46% y para DPPH un total de 70.58%

## BOLETUS GRUPO EDULIS

Tabla 23 Capacidad antioxidante de Boletus grupo Edulis por medio ABTS Y DPPH utilizando como método de extracción maceración

Método de extracción				Maceración			
Nombre científico				Boletus Grupo Edulis			
Nombre común				Hongo blanco		Compuestos	
Antioxidantes por ABTS				Antioxidantes por DPPH		fenólicos	
						Totales	
REPETI CIÓN	ABS I.	ABS F.	% Inhibició n	ABS I.	ABS F.	% Inhibició n	mg EAG/mL Extracto
1	0.70	0.42	68.10	0.55	0.19	65.83	28.71
2	0.70	0.41	71.78	0.54	0.19	65.14	31.27
3	0.70	0.42	67.77	0.53	0.19	64.42	28.17
Promedio			69.21	Promedio			65.13
Dev. est			2.22	Dev. est			0.70
Coe.var			3.22%	Coe.var			1.08%

Tabla 24 Capacidad antioxidante de Boletus Grupo Edulis por medio ABTS Y DPPH utilizando como método de extracción ultrasonido

Método de extracción				Ultrasonido			
Nombre científico				Boletus Grupo Edulis			
Nombre común				Hongo blanco		Compuestos	
Antioxidantes por ABTS				Antioxidantes por DPPH		fenólicos	
						Totales	
REPETI CIÓN	ABS I.	ABS F.	% Inhibició n	ABS I.	ABS F.	% Inhibició n	mg EAG/mL Extracto
1	0.70	0.37	85.49	0.41	0.075	81.88	24.20

2	0.70	0.37	88.47	0.404	0.075	81.44	26.35
3	0.70	0.38	81.19	0.393	0.075	80.92	27.10
Promedio			85.05	Promedio			81.41
Dev. est			3.65	Dev. est			0.48
Coe.var			4.30%	Coe.var			0.59%

Tabla 25 Comparación de actividad antioxidante por método de extracción para *Boletus Grupo Edulis*

COMPARACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE POR METODO DE EXTRACCIÓN		
Chalciporus Piperatus	ABTS	DPPH
Maceración	69.21	65.13
Ultrasonido	85.05	82.41

En este caso notamos que en comparación de los otros análisis donde el mejor método de extracción fue la maceración, aquí obtuvimos un resultado distinto en donde el U.S nos dio mejores resultados al medir la capacidad de antioxidantes por método ABTS Y DPPH para el hongo *Boletus grupo Edulis*, ya que nos brinda una mejor respuesta del % de inhibición, en donde notamos que para el método ABTS nos dio un total de 85.05% y para DPPH un total de 82.41%

Cabe mencionar que los antioxidantes tienen un papel clave en la reducción de enfermedades cardiovasculares, de tumores y de enfermedades neurodegenerativas. También actúan potenciando el sistema inmunológico.

Tabla 26 Comparación de actividad antioxidante de 3 hongos

COMPARACIÓN DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE 3 HONGOS		
Hongo	ABTS	DPPH
Boletus Grupo Edulis	69.69	67.27
Agaricus Bisporus		
Chalciporus Piperatus	85.05	82.41

### 13.Discusión

Al realizar todos los análisis pertinentes podemos observar las siguientes características presentadas en nuestros dos hongos.

Tabla 27 Comparación nutricional y funcional de 2 hongos silvestres comestibles

Análisis	Hongos	
	Boletus Grupo Edulis	Chalciporus Piperatus
Extracto etéreo	24.58 %	71.00 %
Fibra	39.10 %	54.01 %
Proteínas	36.25 %	10.19 %
Cenizas	09.26 %	20.60 %
Azúcares Reductores	14.80 %	18.89 %
Compuestos fenólicos	01.46 Abs.	00.89 Abs.
Antioxidantes por ABTS	69.69 %	85.05 %
Antioxidantes por DPPH	67.27 %	82.41 %

Como observamos en la tabla anterior los dos hongos varían en sus aportaciones nutricionales y funcionales, cada uno nos aporta sus valores, por lo que no hay que destacar que un hongo es mejor que el otro, ya que en el caso de % de grasas, el hongo Chalciporus destaca con un 71% en comparación del 24.48% de Boletus, para fibra Chalciporus contiene 54.01% en comparación de los 39.10% de Boletus, para las proteínas es diferente ya que Boletus nos brinda 36.25% en comparación del 10.19% de Chalciporus Piperatus, para cenizas Chalciporus nos da 20.60% y boletus 9.26%, para los azúcares reductores Boletus nos brinda 14.80% en contra de los 18.89% de Chalciporus.

Cabe mencionar que, aunque Chalciporus Piperatus nos brinda mejores valores en algunos análisis como Fibra y % de grasas, boletus nos puede brindar mejores resultados en otros como Proteínas.

## 14. Conclusiones

Tras el análisis llevado a cabo a nuestros hongos (*Boletus grupo Edulis* y *Chalciporus Piperatus*) hemos notado que cuentan con muchas características, aun así, al pertenecer al mismo género; En este caso Boletaceae no son nada parecidos ya que son de diferente familia, ya sea uno de la familia Edulis y el otro de la familia Chalciporus.

En este caso, se logró encontrar con diferentes componentes muy importantes, para el caso de nuestro hongo *Boletus grupo Edulis* se logró identificar que cuenta con un 24.585 % de porcentaje de grasas, posteriormente en el análisis cromatográfico encontramos resultados muy importantes y notamos la presencia de diferentes ácidos grasos como por ejemplo, el que se notó con mayor presencia fue el Ácido Caproico con una concentración total de 2.62#, el de menor presencia fue el Ácido Nondecilico con una concentración de 4.08#, cabe destacar que también encontramos al tan ya conocido Acido GLA Omega 6 con una concentración de 7.04# .

También notamos que cuenta con un total de 36.25 % de proteínas, 14.48% de azúcares reductores, en el análisis realizado para determinar cenizas totales nos dio un resultado de 26.48% y como resultado de nuestra determinación de fibra total, nos dio un total de 47.69 %.

Para nuestro hongo *Chalciporus Piperatus* se encontró que tiene un 71.000% de porcentaje de grasas, en el caso de la determinación de perfil de ácidos grasos para nuestro hongo encontramos al Ácido Oleico con mayor presencia, este con una concentración de 243.85#, el ácido con menor presencia fue el Ácido Caprico con una concentración de 0.48# y como el ácido importante que destacaremos fue el Ácido palmítico con una concentración de 2.19# además cuenta con un 10.19 % de proteínas, 18.89% de azúcares reductores, 73.24% de porcentaje de cenizas y un total de 5.39% de fibra.

El análisis reveló que existe una correlación positiva entre el contenido fenólico y la capacidad antioxidante, y nos dio como resultado que para ABTS  $69.26 \pm 2.2$  % de inhibición, en cambio para DPPH se obtuvo  $65.13 \pm 0.7050$  % de inhibición todo esto utilizando como método de extracción la maceración, y por ultrasonido se obtuvo que para ABTS un total de  $85.05 \pm 3.65$  % de inhibición y para DPPH un total de  $81.4133 \pm 0.48$ %; todo esto para el hongo *Boletus Grupo Edulis*.

En cambio, el hongo *Chalciporus Piperatus* nos da como resultado para ABTS  $71.463 \pm 0.79$  de % de inhibición y en cambio para DPPH nos dio un resultado de  $70.583 \pm 0.323$  de % de inhibición por maceración, y por ultrasonido para ABTS  $69.69 \pm 0.64$  % de inhibición, en cambio para DPPH nos dio un resultado de  $67.17 \pm 0.28$  % de inhibición.

Cabe destacar que para el hongo *Chalciporus Piperatus* no se encontró ningún otro documento que nos ayudara a complementar su información, ni ninguna especie de la misma familia, es así como se supone que es el primero documento que tiene información sobre este hongo.

Estas dos especies forman parte de nuestra vida diaria y no les damos la importancia que se merecen, ya que, al ser hongos no tan conocidos, tienden a generarse prejuicios sobre ellos o sus familias, principalmente por la nula información que existe, gracias al análisis realizado se busca llevar esta información recabada durante estos meses a diferentes tipos de población. En primera para lograr que exista una concientización ambiental entre humanos, plantas y animales, esto con el fin de que diferentes especies se desarrollen en más partes de nuestra comunidad, favoreciendo la generación y adaptación de nueva vida.

Tratar de quitar los prejuicios que existen sobre los hongos, ya que, al ser un alimento no tan conocido, solo se le asocia a especies con usos no prácticos o especies que pueden causar un daño a la salud.

Implementar el consumo de hongos silvestres de manera controlada fuera de su región de origen o pueblos cercanos en donde se desarrollan, permitiendo así el comercio y cultivo controlado de especies silvestres comestibles no tan comunes.

Brindar información detallada de estos hongos para su uso científico o elaboración de nuevos alimentos en la industria bajo sus características.

## 15.Referencias

1. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar .... (2023). recuperado October 4, 2023, de [www.scielo.br/j/cta/a/B58T9S5zLLxjBL5PVzZXHCF/](http://www.scielo.br/j/cta/a/B58T9S5zLLxjBL5PVzZXHCF/)
2. Landeros, F., J. Castillo, G. Guzmán, J. Cifuentes, 2006. Los hongos (macromicetos) conocidos en el Cerro el Zamorano (Querétaro-Guanajuato), México. *Revista Mexicana de Micología* 22: 25-31.
3. Largent, D., 1973. How to identified mushroom to genus I: Macroscopic features. Mad River Press Incorporate. Eureka, 86 p.
4. Largent, D., D. Johnson, R. Watling, 1977. How to identify mushrooms to genus III: Microscopic features. Mad River Press Incorporate, Eureka, 148 p.
5. López-Ramírez, M.A., 2011. Los Hongos: recurso natural forestal y su aprovechamiento sustentable. Editorial Académica Española, Madrid, 108 p.
6. Martínez-Alfaro, M.A., E. Pérez-Silva, E. Aguirre-Acosta, 1983. Etnomicología y exploraciones micológicas en la Sierra Norte de Puebla. *Boletín de la Sociedad Mexicana de Micología* 18: 51-63.
7. Maas Geesteranus, R. A. 1971. *Hydnaceous fungi of the Eastern old world*. North Holland Publishing Company, Amsterdam, 175 p.
8. Medel, R., F.D. Calonge, G. Guzmán, 2006. Nuevos registros de Pezizales (Ascomycota) de Veracruz. *Revista Mexicana de Micología* 23: 83-86.
9. Montoya, A., A. Kong, A. Estrada-Torres, J. Cifuentes, J. Caballero, 2004. Useful wild fungi of La Malinche National Park, México. *Fungal Diversity* 17: 115-143.
10. Nava, R., R. Valenzuela, 1997. Los macromicetos de la Sierra de Nanchititla. *Polibotánica* 5: 21-36.
11. Pegler, D.N., B.M. Spooner, T.W.K. Young, 1993. *British truffles: a revision of british hypogeous fungi*. Royal Botanic Gardens, Kew, 216 p.
12. "Ultrasonic Extraction: An Overview" de Kamil Kuca y Vladimir Krs, publicado en la revista "Sustainable Agriculture Reviews" en 2014.

13. "Ultrasonic Extraction of Phenolic Compounds from Red Grape Pomace: Influence of Solid-Liquid Ratio and Solvent" de Gabriela María Vinatoru y otros, publicado en la revista "Molecules" en 2012.
14. "Principles and Reactions of Protein Extraction, Purification, and Characterization" de P. Ekambaram y M. Charles, publicado por CRC Press en 2017.
15. Referencia: Guichard, E. (2002). Flavours and fragrances: from chemistry to the customer. *Food Research International*, 35(3), 147-154.
16. Referencia: López-Miranda, J., Pérez-Jiménez, F., Ros, E., De Caterina, R., Badimón, L., Covas, M. I., ... & Ordovás, J. M. (2010). Olive oil and health: summary of the II international conference on olive oil and health consensus report, Jaén and Córdoba (Spain) 2008. *Nutrition, Metabolism and Cardiovascular Diseases*, 20(4), 284-294.
17. Calder, P. C. (2015). Functional roles of fatty acids and their effects on human health. *Journal of Parenteral and Enteral Nutrition*, 39(1\_suppl), 18S-32S.
18. Referencia: Martínez-Lapiscina, E. H., Clavero, P., Toledo, E., Estruch, R., Salas-Salvadó, J., San Julián, B., ... & Martínez-González, M. Á. (2013). Mediterranean diet improves cognition: the PREDIMED-NAVARRA randomised trial. *Journal of Neurology, Neurosurgery & Psychiatry*, 84(12), 1318-1325.
19. Referencia: Paniagua, J. A., de la Sacristana, A. G., Sánchez, E., Romero, I., Vidal-Puig, A., Berral, F. J., ... & Pérez-Jiménez, F. (2007). A MUFA-rich diet improves postprandial glucose, lipid, and GLP-1 responses in insulin-resistant subjects. *Journal of the American College of Nutrition*, 26(5), 434-444.
20. Skoog, D. A., Holler, F. J., & Crouch, S. R. (2017). *Principles of Instrumental Analysis*. Cengage Learning. Este libro es una fuente ampliamente utilizada para comprender los principios de la cromatografía de gases y otras técnicas analíticas instrumentales. Aunque mi conocimiento tiene un límite en 2022, es una referencia valiosa para obtener información sobre la cromatografía de gases y sus fundamentos.
21. F.S. Martínez, G.J. González, J.M. Culebras, M.J. Tuñón, Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes, *Nutrición Hospitalaria*, Vol. 17 No.6, 2002, 271-278.
22. Medición de Fenoles y Actividad Antioxidante en Malezas Usadas para Alimentación Animal Dora Marina Gutiérrez Avella, Christopher Alberto Ortiz García, Arturo

Mendoza Cisneros. Universidad Autónoma de Querétaro Centro Universitario, Cerro de las Campanas, 76010, Querétaro, México.

23. ANÁLISIS DE FLAVONOIDES EN PLANTAS ANALYSIS OF FLAVONOIDS IN PLANTS Olga Lock, Isabel Cabello, Víctor Hugo Doroteo Pontificia Universidad Católica del Perú; Departamento de Ciencias – Sección Química, Apartado
24. ANÁLISIS DE FLAVONOIDES EN PLANTAS ANALYSIS OF FLAVONOIDS IN PLANTS Olga Lock, Isabel Cabello, Víctor Hugo Doroteo Pontificia Universidad Católica del Perú; Departamento de Ciencias – Sección Química, Apartado: PFC ANA MARTIN AMOR.pdf (upm.es)
25. Zamora Martínez, M. 1999. Distribución conocida y potencial de 48 especies de hongos silvestres comestibles en la región central del país. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. J064. México, D.F. Microsoft Word - J064.doc (conabio.gob.mx)
26. Ammirati, J., S. Ammirati, L. Norvefi. 1994. A preliminary report vn the-fungi of Barlow Poss, Washington. *Mc Ilvainea* 2:10-33.
27. Ancona, L. y D. Salmones. 1996. Uso del bagazo de henequén fermentado en el cultivo de *Volvariella volvacea*. *Rev. Mex. Mic.* 12: 115-118.
28. Andrade, R. H., S. Chacón y J. E. Sanchez-Vazquez: 1996. Estudio sobre los hongos (macromicetos) de tres plantaciones de café en el municipio de Tapachula, Chiapas (México). *Rev. Mex. Mic.* 12:79-88.
29. Burrough, P. A. 1986. Principles of geographical information systems for land resources assesment. Oxford university Press, N. Y. 193 p.
30. Beny, J. K. 1986. Learning computer assisted map analysis. *Jour. of Forestry.* Oct.: 39-43.
31. Castillejos-Puón, V., J. E. Sánchez-Vázquez y G. Huerta-Palacios. 1996. Evaluación de cepas del hongo comestible *Auricularia fuscusuccinea* nativas del Soconusco, Chiapas, México. *Rev: Mex. Mic.* 12: 23-30.
32. Cifuentes, J., M. Villegas, L. Pérez- Ramirez, M. Bulnes, V. Corona, Ma. del R. Gonzalez, 1. Jiménez, A. Pompa y G. Vargas. 1990. Observaciones sobre la

distribución, hábitat e importancia de os hongos de los Azufres, Michoacán. Rev. Mex.- Mic. 6:133-149.

33. Chacón, S. y G. Guzmán. 1995. Observations on the phenology of ten fungal species in the subtropical forests at Xalapa, Mexico. Mycol: Res: 1: 54-56.
34. Cano-Estrada, Araceli, & Romero-Bautista, Leticia. (2016). Valor económico, nutricional y medicinal de hongos comestibles silvestres. Revista chilena de nutrición, 43(1), 75-80. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182016000100011>
35. Sales-Campos, C., Vianez, B. F., & de Abreu, R. L. S. (n.d.). Productivity and nutritional composition of *Lentinus strigosus* (schwinitz) fries mushroom from the Amazon region cultivated in sawdust supplemented with soybean. Psu.edu. Retrieved February 26, 2024, from <https://citeseerx.ist.psu.edu/document?repid=rep1&type=pdf&doi=8171eafeaad4ea15ba9e809ef67e7a65019af3dd>
36. Atila, F., Owaid, M. N., & Shariati, M. A. (n.d.). The nutritional and medical benefits of *Agaricus bisporus*: A review. <https://doi.org/10.15414/jmbfs.2017/18...281-286>
37. Fraga, S. M., & Nunes, F. M. (2020). *Agaricus bisporus* by-products as a source of chitin-glucan complex enriched dietary fibre with potential bioactivity. Applied Sciences (Basel, Switzerland), 10(7), 2232. <https://doi.org/10.3390/app10072232>
38. Hooper, L., Al-Khudairy, L., Abdelhamid, A. S., Rees, K., Brainard, J. S., Brown, T. J., Ajabnoor, S. M., O'Brien, A. T., Winstanley, L. E., Donaldson, D. H., Song, F., & Deane, K. H. O. (2018). Omega-6 fats for the primary and secondary prevention of cardiovascular disease. The Cochrane Library, 2018(11). <https://doi.org/10.1002/14651858.cd011094.pub4>
39. Santa-María, C., López-Enríquez, S., Montserrat-de la Paz, S., Geniz, I., Reyes-Quiroz, M. E., Moreno, M., Palomares, F., Sobrino, F., & Alba, G. (2023). Update on anti-inflammatory molecular mechanisms induced by oleic acid. Nutrients, 15(1), 224. <https://doi.org/10.3390/nu15010224>