



**Uso de *Pleurotus ostreatus* como potencial alimento
nutracéutico en la salmonicultura**

Habilitación presentada para optar al título de

Ingeniera Ambiental

MARÍA PAOLA ISIDORA INOSTROZA VEGA

CONCEPCIÓN (Chile), 2025



**Uso de *Pleurotus ostreatus* como potencial alimento
nutracéutico en la salmonicultura**

Habilitación presentada para optar al título de

Ingeniera Ambiental

Alumna: MARÍA PAOLA ISIDORA INOSTROZA VEGA

Profesor guía: Dr. Ricardo Figueroa Jara

Profesor co-guía: Dr. Roberto Abdala Díaz

CONCEPCIÓN (Chile), 2025

**“USO DE PLEUROTUS OSTREATUS COMO POTENCIAL ALIMENTO NUTRACÉUTICO
EN LA SALMONICULTURA”**

Profesor Guía: Dr. Ricardo Figueroa Jara

Profesor Comisión: Dra. Yannay Casas Lédon

Profesor Comisión: Dr. Mauricio Aguayo Arias



CONCEPTO: APROBADO CON DISTINCIÓN MÁXIMA

Conceptos que se indica en el Título

- ✓ Aprobado por Unanimidad : (En Escala de 4,0 a 4,9)
- ✓ Aprobado con Distinción (En Escala de 5,0 a 5,6)
- ✓ Aprobado con Distinción Máxima (En Escala de 5,7 a 7,0)

Concepción, marzo 2025

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	vii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	2
3. OBJETIVOS	2
3.1. General	2
3.2. Específicos	2
4. ANTECEDENTES	2
4.1 Chile como exportador alimenticio	2
4.2. Alimentación de la salmonicultura.....	5
4.3. Uso de productos veterinarios	6
4.4. Necesidad de una alternativa sostenible	7
5. METODOLOGÍA	9
5.1. Análisis químico proximal	9
5.1.1. Determinación de humedad o sólidos totales	10
5.1.2. Determinación de cenizas	10
5.1.3. Determinación de lípidos	10
5.1.4. Determinación de fibra dietaria total	11
5.1.5. Determinación de proteínas	11
5.2. Análisis citotoxicológico	12
5.2.1. Conservación del hongo.....	12
5.2.2. Extracción de polisacáridos.....	12
5.2.3. Ensayo de viabilidad celular.....	12
5.3. Balance de materia	13
5.3.1. Determinación de la productividad de PO	13
5.3.2. Cálculo de proteínas de <i>Pleurotus ostreatus</i>	15

5.3.3.	Cálculo de la superficie de cultivo de <i>P. ostreatus</i>	15
6.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	16
6.1.	Análisis químico proximal de <i>P. ostreatus</i>	16
6.1.1.	Potencial nutricional	16
6.2.	Análisis citotxicológico de <i>P. ostreatus</i>	18
6.2.1.	Extracción de polisacáridos.....	18
6.2.2.	Efecto citotxicológico de <i>P. ostreatus</i>	18
6.3.	Balance de materia	21
6.3.1.	Productividad de PO.....	21
6.3.2.	Aporte proteico de <i>P. ostreatus</i>	24
6.3.3.	Proyección de superficie para cultivo de <i>P. ostreatus</i>	25
7.	CONCLUSIONES	26
8.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28

I. ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1:	Bienes exportados chilenos en MUSD. Fuente: SUBREI, 2023.....	3
Figura 2:	Bienes exportados de la pesca y acuicultura en millones de dólares. Fuente: SUBREI, 2023	4
Figura 3:	Porcentaje de supervivencia de células HATCAT incubadas con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA.	19
Figura 4:	Concentración media inhibitoria de la línea celular HATCAT incubada con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA.....	19
Figura 5:	Porcentaje de supervivencia de células HCT116 incubadas con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA	20
Figura 6:	Concentración media inhibitoria de la línea celular HCT116 incubada con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA.....	20
Figura 8:	Representación de 47 km ² en la Bahía de Talcahuano. Fuente: Elaboración propia mediante el software Google Earth Pro.....	25

II. ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Investigaciones y aplicaciones de setas en salmonídeos. Fuente: Extraído de Ruiz-González et al., 2018.	8
Tabla 2: Análisis químico proximal de PO y de distintas dietas para salmónidos (*Contenido en peso fresco). Fuente: Elaboración propia a partir de las distintas referencias.	17
Tabla 3. Rendimiento del cultivo del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> . Fuente: Elaboración propia a partir de las distintas referencias.	23
Tabla 4: Comparación de la proyección de uso de suelo del cultivo de PO con otras actividades. Fuente: VIII Censo Agropecuario y Forestal, año agrícola 2020 - 2021, INE-Chile.	26

AGRADECIMIENTOS

Ha concluido mi sueño de estudiar Ingeniería Ambiental en la Facultad de Ciencias Ambientales de la Universidad de Concepción, y estoy lista para asumir un desafío aún mayor. Estoy profundamente agradecida por cada persona que ha formado parte de este camino, sin importar si aún está a mi lado. Cada conversación en los pasillos del EULA ha contribuido a llevarme hasta aquí.

Quiero expresar un especial agradecimiento a mis colegas y amigos de la Confederación de Estudiantes de las Ciencias Ambientales de Educación Superior (CECADES), un espacio donde descubrí y desarrollé habilidades que marcaron mi formación profesional y personal, brindándome valiosas oportunidades y experiencias.

Al Centro de Recursos Hídricos para la Agricultura y la Minería (CRHIAM), por adjudicarme la beca de pregrado a través del proyecto ANID/FONDAP/1523A0001, cuya estabilidad financiera fue fundamental durante esta habilitación profesional.

Agradezco al Dr. Ricardo Figueroa Jara, por confiar en mi potencial incluso cuando yo misma lo dudaba, por incentivar me a desarrollar esta habilitación, orientarme cuando adjudiqué la beca de intercambio, ofrecerme oportunidades de crecimiento laboral y alegrar mis días con su buen ánimo en cada visita a su oficina.

Al Dr. Roberto Abdala Díaz, por recibirme en la Universidad de Málaga con los brazos abiertos, permitiéndome aplicar los conocimientos adquiridos durante mi intercambio y trabajar en sus dependencias. También a Eya Maaloul, estudiante de doctorado, por acompañarme y guiarme en el laboratorio de ecología, así como por su continuo apoyo en el ensayo citotóxico.

Al Dr. Pablo Castro, por enseñarme técnicas de extracción de polisacáridos, introducirme a las líneas celulares y brindar su apoyo logístico. También agradezco sus valiosos consejos y discusiones, que enriquecieron mi perspectiva durante esta habilitación profesional.

Al Dr. Félix Figueroa, por su hospitalidad y por permitirme utilizar sus instalaciones para avanzar en mi proyecto, así como por dejar abiertas las puertas para futuras colaboraciones.

A mi comisión evaluadora, Dr. Mauricio Aguayo y Dra. Yannay Casas, por su apoyo, por sus críticas constructivas y por su disposición a discutir los aspectos relevantes de esta habilitación.

A mi familia, por su apoyo incondicional, por brindarme su confianza desde la distancia y por escucharme cuando esta habilitación apenas comenzaba. A mis amigos, por creer en mí y admirar mis logros. A mis mascotas, por ser una fuente de consuelo y distracción.

Finalmente, a mí misma, por aprovechar cada oportunidad que este camino me ofreció, fruto del esfuerzo, dedicación y perseverancia que he puesto en cada paso. Valoro mi compromiso y la capacidad de superar cada desafío que enfrenté.

Muchísimas gracias.

RESUMEN

La presente habilitación profesional se centra en evaluar la viabilidad del hongo ostra como una alternativa sostenible para sustituir las proteínas animales en la alimentación de salmónidos. La investigación analiza el contenido proteico del hongo y su capacidad inmunoestimulante, destacando su potencial para reducir el uso de harina y aceite de pescado, así como la dependencia de antibióticos en la industria salmonicultora. A través de un enfoque metodológico que incluye análisis químicos, citotoxicológicos y balances de materia, se estableció la productividad del cultivo fúngico y se evaluó su incorporación como proteína vegetal, proponiendo una solución innovadora alineada con la sostenibilidad ambiental y las exigencias del mercado acuícola global.

1. INTRODUCCIÓN

La exportación de salmón es uno de los principales recursos industriales alimenticios por el cual Chile destaca, generando 1.081 ton/año, y aportando al desarrollo económico nacional con \$6.100 MUSD/año. Sin embargo, esta actividad conlleva diversas externalidades negativas, como la sobreexplotación del mar para la producción de alimento, la acumulación de sustancias químicas y orgánicas en los sedimentos, generación de bacterias resistentes, disminución de la calidad del producto, gastos económicos y ambientales asociados a pérdidas por muertes y escapes masivos, entre otros. Estas problemáticas destacan la necesidad de desarrollar una alternativa sustentable que mantenga la tasa productiva actual, minimizando el impacto ambiental.

El objetivo de esta investigación es evaluar el contenido proteico del hongo *Pleurotus ostreatus* (PO), su toxicidad y capacidad como promotor del sistema inmune, para ser incorporado como alimento nutracéutico en salmónidos. La justificación de este estudio radica en la posibilidad de disminuir los impactos ambientales asociados al procesamiento de proteínas animales, como el aceite y la harina de pescado, que son componentes centrales de las dietas actuales. Si el hongo demuestra fortalecer el sistema inmune de los peces, también se reducirían los impactos relacionados con el uso de antibióticos y la generación de bacterias resistentes.

Metodológicamente, se realizó un análisis bibliográfico del aporte proteico del hongo y de la alimentación convencional, comparándolos para determinar la cantidad fúngica necesaria para satisfacer las necesidades nutricionales de los salmonídeos. A partir de esta información, se estableció la productividad del hongo para su producción a escala industrial. Posteriormente, se llevó a cabo un análisis de los polisacáridos presentes en PO con el fin de evaluar su posible toxicidad y determinar los rangos en los que podrían beneficiar al organismo. Este enfoque busca ofrecer una alternativa sostenible y efectiva, que contribuya tanto al bienestar de los peces como a la sostenibilidad del sector salmonicultor.

2. PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Es posible generar un alimento nutracéutico que reemplace la actual alimentación de salmónidos?

3. OBJETIVOS

3.1. General

Evaluar el aporte nutricional e inmunomodulador de *Pleurotus ostreatus* como recurso alimenticio para salmónidos

3.2. Específicos

- i. Determinar la productividad y el potencial nutricional de *P. ostreatus*.
- ii. Evaluar la acción antitumoral de *P. ostreatus*.
- iii. Analizar el contenido proteico y la toxicidad de *P. ostreatus* para su incorporación en la alimentación de salmones

4. ANTECEDENTES

4.1 Chile como exportador alimenticio

Las principales industrializaciones de bienes que lideran la economía en Chile son la minería y el sector agroalimentario (ODEPA, 2023). Según la Institución de Promoción de Exportaciones (PROCHILE, 2023), este último sector contribuye trascendentalmente al Producto Interno Bruto (PIB) del país con un 4,7% generando alrededor de 368.000 empleos y siendo la segunda economía más importante a nivel nacional.

En la figura 1, se puede observar la cantidad de millones de dólares (MUSD) que se ha obtenido por bienes exportados al año 2023, la cual, es encabezada por la industria de la minería del cobre

y la industria salmonícola, destacando este último por su liderazgo en la exportación de alimentos chilenos (SUBREI, 2023). El principal competidor de este mercado es Noruega dirigiendo el cultivo de salmones que se comercializan en Europa, por otro lado, Chile abastece al resto del mundo, principalmente a Estados Unidos, Brasil y Japón (FAO, 2022), posicionándolo como principal exportador americano de salmones.



Figura 1: Bienes exportados chilenos en MUSD. Fuente: SUBREI, 2023

La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) ha determinado que la tasa anual de consumo per cápita de pescado es de 3,0%, desde 1960 junto al crecimiento de la población. El consumo inicial correspondía a 9,90 y se espera que para el 2030 se doble esa cifra a 21,4 kg pez/persona/año.

En 2020, se produjo en el mundo un total de 178 millones de toneladas (Mt) de animales acuáticos de los que el 51% procedía de la pesca por captura y el 49% de la acuicultura. A partir de esto,

20 Mt eran no comestibles, de los cuales para la fabricación de aceite de pescado y harinas se utilizaron 16 Mt o el 81% de los productos no comestibles (FAO, 2022).

En Chile al 2023, se exportaron 771,9 ton en el sector pesquero (1.860 MUSD), donde, el 14,7% era aceite de pescado y el 20,9% correspondía a harina, esta se exporta a países asiáticos como China, Corea del Sur y Japón. En la figura 2 se puede observar que estos ingredientes junto con el salmón constituyen a los productos con mayor retribución económica del sector pesquero y acuícola.



Figura 2: Bienes exportados de la pesca y acuicultura en millones de dólares. Fuente: SUBREI, 2023

4.1. Salmonicultura en Chile

La acuicultura se define como el cultivo de moluscos, crustáceos, algas y peces, la cría de salmones constituye la base de la acuicultura chilena. En 2023 se obtuvo una producción total anual 1.489 ton, en el cual la salmonicultura aportó en un 72,5% con 1.081 ton (SERNAPESCA, 2023).

El sector acuícola se encuentra principalmente en la X región de Los Lagos y la XI región de Aysén, con un aporte de un 58,6% y 30,3%, respectivamente (también se encuentra presente en la región de Magallanes pero en menor medida). El principal recurso que se cosecha es el salmón

Atlántico (*Salmo salar*) con un 48,3%, le sigue el salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*) con un 8,0% y finalmente el trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) con un 3,4% (SERNAPESCA, 2023). La FAO en 2020, determinó que la acuicultura tiene un gran potencial para nutrir y alimentar la población mundial que está en continuo crecimiento, pero este debe ser sustentable ya que se ha desarrollado a costa del medio ambiente debido una serie de externalidades negativas.

4.2. Alimentación de la salmonicultura

La alimentación de salmones comienza por la captura de peces en altamar, donde la harina y aceite de pescado son la materia prima para la fabricación de pellet extruido en el cual se homogenizan las materias primas, se someten a alta presión en un extrusor, se secan y se recubren.

La Organización de Ingredientes Marinos (IFFO) determinó que el 86% de la harina de pescado y el 73% de aceite fabricado en el mundo se destinó para alimentar a la acuicultura. Por otra parte, el informe SOFIA también demuestra que el destino que tienen estos ingredientes en el mundo es el abastecimiento acuícola, por tanto, esto demuestra que estamos retirando el pescado del mar para alimentarlo en jaulas marinas (FAO, 2022).

La harina y aceite de pescado, generalmente de anchoveta, contiene entre un 65 a 70% de proteínas y es la principal razón de su utilización (Zaldívar Larrain, 2002). La captura de este pez se realiza en Perú y en el norte de Chile, donde Carlos Cabrera et al. (2020) demostró que el principal impacto ambiental de la industria que fabrica estos ingredientes, son los volúmenes vertidos de residuos industriales líquidos (RILES) que estos contienen grandes cantidades de materia orgánica, incrementando sólidos suspendidos, grasas, aceites y demanda química de oxígeno (DQO).

Además, la disponibilidad de anchoveta es variable ya que depende de las condiciones oceanográficas, del fenómeno El Niño y del cambio climático. Por lo cual, según la intensidad de

estos dos fenómenos puede repercutir en los costos de producción de la acuicultura (FAO, 2022). En la actualidad, la captura de anchoveta en Chile disminuyó en un 53,8% comparado al año 2022 (SERNAPESCA, 2023).

Por otra parte, el aceite de pescado es fundamental en la alimentación salmonícola dado que aporta ácidos grasos omega-3, específicamente el ácido eicosapentaenoico y el docosahexaenoico (EPA y DHA, respectivamente). Estos, estimulan la respuesta antiinflamatoria, la función cardiovascular y el sistema nervioso, los cuales se pueden encontrar en distintos alimentos, como semillas y paltas, pero el aceite de pescado destaca debido a sus altas concentraciones.

4.3. Uso de productos veterinarios

En la salmonicultura, se utilizan diversas sustancias químicas como antiparasitarios, desinfectantes, desincrustantes y antimicrobianos (OCEANA, 2021), sin embargo, cuando se presentan perturbaciones inmunológicas se utilizan antibióticos aplicados mediante alimento, inmersión o vacunación (Mioso et al., 2014). Un ejemplo de estas perturbaciones pueden ser, una alimentación inadecuada, estrés por exposición a productos tóxicos, manipulación excesiva o ataque de organismos patógenos (FAO, 2022). Por otro lado, las principales patologías que se atacan dentro de la salmonicultura son, el síndrome rickettsial del salmón (SRS), la enfermedad bacteriana del riñón (BKD) y la necrosis pancreática infecciosa (INP) (Valenzuela-Aviles et al., 2022).

El SRS es la enfermedad bacteriana más importante debido a que ha afectado la acuicultura chilena causando pérdidas económicas de \$700 MUSD al año y además es endémica (Flores-Kossack et al., 2020). Para combatirla, se utiliza florfenicol y oxitetraciclina (Buschmann AH, 2012), estos antibióticos son altamente solubles en agua, poco absorbidos en el organismo y rápidamente transportados por el compartimento acuático (Alcock et al., 1999).

En Chile, durante el período de 2000-2007 aumentó la producción de salmones y la importación de antibióticos veterinarios en la misma medida. Lo anterior, demuestra una relación directamente proporcional entre la utilización de estos medicamentos en la salmonicultura (Cabello et al., 2013). En comparación, en Chile se utilizaron 1.400 veces más gramos de antibióticos por tonelada de salmón que en Noruega, lo cual evidencia la utilización indiscriminada de estos medicamentos, siendo el país que más antibiótico consume para producir salmones (OCEANA, 2021).

El principal impacto ambiental asociado a la presencia de residuos de químicos es el aumento de las concentraciones de materia orgánica, nitrógeno y fósforo (Ahumada, 2016), provocando la pérdida de biodiversidad, cambios en la composición del fitoplancton, zooplancton, las comunidades de invertebrados marinos y peces (OCEANA, 2021) y principalmente la resistencia bacteriana. Los antibióticos son los productos químicos más estudiados debido a sus efectos perjudiciales en la salud humana de los trabajadores y consumidores de recursos acuáticos.

4.4. Necesidad de una alternativa sostenible

Los estimulantes del sistema inmune o inmunoestimulantes son *“un compuesto natural que modula el sistema inmunitario mediante el aumento de la resistencia frente a enfermedades causadas por patógenos”* (Bricknell & Dalmo, 2005), y suelen ser aplicados en conjunto con las vacunas como medidas de prevención (Sakai, 1999).

Estos, son elementos estructurales que podemos encontrar en bacterias, hongos miceliales y levaduras, activando rápidamente la inmunidad innata o los receptores no específicos (Piñeros, 2012) que a diferencia del sistema inmune adaptativo, no genera una memoria frente a patógenos externos lo cual requiere tiempo, por tanto, el sistema inmune innato se activa enseguida al detectar la presencia de cualquier estímulo desconocido.

El uso de inmunoestimulantes aumenta la eficacia de las vacunas, reduce la mortalidad en peces juveniles y, además, tiene un impacto positivo debido a su biodegradabilidad (Ruiz-González, 2018). Por otra parte, se ha demostrado su capacidad antitumoral debido a la presencia de células natural killer, estos son, linfocitos que fagocitan células infectadas o cancerígenas (El Enshasy & Hatti-Kaul, 2013).

En la literatura se describen distintos tipos de inmunoestimulantes tales como derivados de bacterias o prebióticos, polisacáridos, hormonas y extractos de plantas y animales. En peces, se ha demostrado que los polisacáridos de hongos activan la función de los leucocitos, estimulan la fagocitosis, la actividad citotóxica y antimicrobiana, además, modulan la producción de mediadores proinflamatorios otorgando una mejor y más rápida respuesta frente la resistencia a los patógenos (Refstie et al., 2010; Selvaraj et al., 2005). Todos estos se pueden aplicar en peces, disueltos en agua o por inyección, siendo la vía oral igual de efectivo y mucho menos costoso (Sakai, 1999). Esta evidencia destaca al hongo como un nutraceutico de gran relevancia, ya que no solo actúa como un poderoso inmunoestimulante, fortaleciendo las defensas naturales del organismo, sino que también ofrece un impacto nutricional significativo. Su doble funcionalidad lo convierte en una alternativa innovadora y sostenible para mejorar la salud y el bienestar, especialmente en contextos donde se busca reemplazar o complementar fuentes tradicionales de nutrientes.

Existen distintas investigaciones *in vivo* e *in vitro* en las que se han utilizado extractos fúngicos para fortalecer el sistema inmune contra una diversidad de patógenos. En la tabla 1 se puede observar un extracto de aplicaciones a salmones.

Tabla 1: Investigaciones y aplicaciones de setas en salmonídeos. Fuente: Extraído de Ruiz-González et al., 2018.

Inmunoestimulante y días administrados	Resultados y especie experimentada	Fuente
Lentinan de <i>Lentinula edodes</i> administrado por 37 días en la dieta	Inhibe el efecto inflamatorio del lipopolisacárido de <i>Escherichia coli</i> en la <i>Onchorhynchus mykiss</i>	Djordjevic et al. (2009)
Extracto de <i>Lentinula edodes</i> suplementada por 42 días en la dieta	Disminuye la mortalidad frente a <i>Lactococcus garvieae</i> y fomenta la inmunidad innata de <i>Onchorhynchus mykiss</i>	(Baba et al., 2015)
Extracto metanólico de <i>Pleurotus ostreatus</i> en 30 días en la dieta	Aumenta la resistencia a <i>Aeromonas hydrophila</i> actividad fagocítica y de lisozima de <i>Onchorhynchus mykiss</i>	(Bilen et al., 2016)
Extracto acuoso de <i>Pleurotus ostreatus</i> administrado por 42 días en la dieta	Reduce la mortalidad frente a <i>Lactococcus garvieae</i> y mejor la actividad fagocítica y de la lisozima en <i>Onchorhynchus mykiss</i>	(Uluköy et al., 2016)
B-1,3/1,6 glucanos de <i>Saccharomyces cereviceae</i> en la dieta	Redujo la infesta de pulga <i>Caligus elongatus</i> , pero no la enteritis diarreica en <i>Salmo salar</i> alimentado con harina de soya	(Refstie et al., 2010)

Se puede apreciar que los hongos que se han utilizado en salmones son el shiitake (*Lentinula edodes*), la levadura nutricional (*Saccharomyces cereviceae*) y el hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*). Sin embargo, El Enshasy and Hatti-Kaul (2013) determinaron los diez hongos con mayor potencial inmunomodulador, donde se encuentra PO. A demás, según Jegadeesh Raman (2020) este es un hongo con alta digestibilidad y mayor porcentaje proteico en comparación a otras especies. Por otro lado, PO es de cultivo económico y rápido, tiene alta eficiencia biológica y rendimiento por lo que promete ser una excelente alternativa para aportar a la alimentación nutracéutica de salmónidos.

5. METODOLOGÍA

5.1. Análisis químico proximal

Fue establecido mediante revisión bibliográfica, el cual se basa en metodología estandarizada de la Asociación Oficial de Análisis Químico (AOAC, por sus siglas en inglés) donde se determinó: humedad, cenizas, lípidos, proteínas, fibra y carbohidratos.

5.1.1. Determinación de humedad o sólidos totales

Mediante el método AOAC (Latimer, 2023) se retira el agua por evaporación y vacío a 25 mm Hg utilizando una temperatura de alrededor 150°C que no permita la oxidación de ninguno de los componentes, utilizando un horno mufla o de secado por aproximadamente 12 horas. Luego, se enfría la muestra en un desecador para que no absorba nuevamente la humedad del ambiente. Finalmente, se aplica la siguiente ecuación para determinar el porcentaje de humedad que contiene la muestra. Donde, A: peso de la bandeja seca y limpia (g), B: peso de la bandeja y la muestra húmeda (g) y C: peso de la bandeja con la muestra seca (g).

$$\text{Contenido de humedad (\%)} = \frac{((B - A) - (C - A))}{(B - A)} * 100 \quad (1)$$

5.1.2. Determinación de cenizas

Se utiliza el método de la calcinación (AOAC 923.03), el cual consiste en carbonizar la muestra en un horno mufla a 550°C por 12 horas y llevarlo a desecador, además, se debe pesar previa y posteriormente a la obtención de la ceniza y calcular según la siguiente ecuación. Donde, A: Peso del crisol con muestra (g), B: Peso del crisol con ceniza (g) y C: Peso de la muestra (g).

$$\text{Contenido de ceniza (\%)} = \frac{(A - B)}{C} * 100 \quad (2)$$

5.1.3. Determinación de lípidos

Mediante el método de hidrólisis ácida (AOCS Ce 2b-11) se realiza una extracción líquido-líquido de las grasas con hexano o éter de petróleo mediante un equipo Soxhlet por 6h a alrededor 50°C, donde, una vez evaporado el solvente en rotavapor o estufa y enfriada la muestra en desecador, se evalúa el porcentaje del peso mediante el siguiente cálculo. Donde, A: peso del matraz limpio y seco (g), B: peso del matraz con grasa (g) y C: peso de la muestra (g).

$$\text{Contenido de lípido crudo (\%)} = \frac{B - A}{C} * 100 \quad (3)$$

5.1.4. Determinación de fibra dietaria total

La muestra desengrasada y seca (puede usarse el residuo de la determinación de lípidos) se lleva a ebullición por 30 minutos con 200 ml de ácido sulfúrico, recuperando el volumen con agua destilada caliente y agitando constantemente. Se filtra utilizando embudo Buchner y el residuo se lleva hervir al matraz adicionando 200 ml de dióxido de sodio (NaOH). Finalmente, se vuelve a lavar, pero con ácido clorhídrico y agua destilada caliente, para realizar tres lavados con éter de petróleo y secar en horno a 105°C por 12 horas. La diferencia de pesos posterior a la calcinación indica la cantidad de fibra presente en la muestra, como se muestra a continuación, donde, A: Peso del crisol con el residuo seco (g), B: Peso del crisol con la ceniza (g) y C: Peso de la muestra (g).

$$\text{Contenido de fibra cruda (\%)} = \left(\frac{A - B}{C} \right) * 100 \quad (4)$$

5.1.5. Determinación de proteínas

Mediante método Kjeldahl o AOAC 2001.11/AN300 FOSS se evalúa el contenido de nitrógeno total. Este consiste en la digestión de la muestra utilizando sulfato de potasio (K_2SO_4), óxido de mercurio (HgO) y ácido sulfúrico (H_2SO_4) en matraz Kjeldahl, para luego llevarlo a ebullición, donde, a medida que enfríe se adicionarán 90 ml de agua destilada y desionizada, una vez frío 25 ml de Na_2SO_4 . Luego, se debe agregar una perla de ebullición y 80 ml de solución de NaOH al 40% para formar dos capas. Esto debe conectarse a la unidad de destilación caliente y recolectarse 50 ml del destilado manteniendo el amonio en 50 ml de solución indicadora de ácido bórico. Finalmente se realizará una titulación ácido-base con solución estándar de HCl donde la muestra vira de azul a canela. La ecuación 5 expresa la cantidad de nitrógeno presente en la muestra, donde, A: ácido clorhídrico usado en la titulación ácido base (ml), B: normalidad del HCl y C: peso de la muestra (g).

$$\text{Nitrógeno de la muestra (\%)} = 100 * \left(\left(A * \frac{B}{C} \right) * 0,014 \right) \quad (5)$$

$$\text{Proteína cruda (\%)} = \text{Nitrógeno de la muestra} * 6,25 \quad (6)$$

5.2. Análisis citotoxicológico

5.2.1. Conservación del hongo

P. ostreatus fue adquirido mediante una cadena de supermercado y liofilizado a -60°C y 1 atm por 48 horas, donde, posteriormente fue molido en trituradora hasta obtener un polvo.

5.2.2. Extracción de polisacáridos

La harina de PO fue suspendida en etanol 96° por 48 horas para la eliminación de pigmentos y se recapturó utilizando una centrifuga a 3000 RPM por 3 minutos. Luego, se añadió 3L de agua destilada y se llevó a ebullición a 90°C por 6 horas en un agitador térmico, donde, junto con 116,89 gramos de NaCl_2 la fractura de las paredes celulares liberó los polisacáridos. Una vez frío, el sobrenadante centrifugado a 5000 RPM por 2 minutos fue suspendido en 0,5L de etanol por 24 horas y posteriormente concentrado en rotavapor a 30 RPM por 2 horas a 65°C hasta obtener 250 ml. Los polisacáridos centrifugados a 3000 RPM por 3 minutos fueron dializados por 24 horas para eliminar la sal mediante ósmosis, para finalmente ser centrifugados, liofilizados, masados y enviados a la Universidad de Málaga. El rendimiento de la extracción se midió de la siguiente forma.

$$\text{Rendimiento extracción (\%)} = \frac{\text{Peso después de la extracción}}{\text{Peso seco del hongo}} * 100 \quad (7)$$

5.2.3. Ensayo de viabilidad celular

La actividad metabólica se midió cuantitativamente en los Servicios Centrales de Apoyo a la Investigación (SCAI) de la Universidad de Málaga, España, mediante un ensayo colorimétrico con MTT (3-(4,5-dimetiltiazol-2-il)-2,5-difeniltetrazolio bromuro). Este ensayo evalúa la viabilidad

celular a través de la reducción de la sal de tetrazolio a cristales de formazán púrpura insolubles, mediada por enzimas mitocondriales activas. Para ello, se utilizaron líneas celulares HATCAT (derivadas de tejido hepático sano humano) y HCT116 (una línea celular de carcinoma colorrectal humano).

Las células se cultivaron en DMEM suplementado con un 10% de suero fetal bovino, un 1% de solución de penicilina-estreptomicina 100× y un 0,5% de anfotericina B. Los cultivos se mantuvieron en condiciones de subconfluencia a 37 °C en aire humidificado con un 5% de CO₂, es decir, sin agotamiento de los nutrientes del cultivo. Las células se sembraron en placas de 96 pocillos a una densidad de 5×10^3 células por pocillo. Posteriormente, se expusieron de forma independiente a concentraciones variables de polisacáridos de PO, preparados en medio de cultivo, durante un período de incubación total de 72 horas a 37 °C en una atmósfera de 5% de CO₂. Después de 72 horas de incubación, se retiró cuidadosamente el medio de cultivo y se añadieron 100 µL de solución de MTT a cada pocillo. Las placas se devolvieron al incubador y se incubaron durante 3-4 horas adicionales para permitir la formación de cristales de formazán. Tras la incubación, los cristales de formazán formados se disolvieron añadiendo 150 µL de isopropanol acidificado a cada pocillo. La absorbancia del formazán disuelto se midió a 550 nm utilizando un lector de microplacas.

La citotoxicidad se expresó como los valores de concentración inhibitoria media (IC₅₀). El ensayo se realizó por triplicado y los resultados se analizaron para determinar los efectos citotóxicos de los polisacáridos de PO en las líneas celulares evaluadas.

5.3. Balance de materia

5.3.1. Determinación de la productividad de PO

La eficiencia biológica es la relación porcentual entre el rendimiento biológico o el peso fresco de los hongos cosechados y el sustrato seco utilizado, lo que permite evidenciar de mejor manera el aprovechamiento del sustrato.

$$\text{Eficiencia biológica (\%)} = \frac{\text{Peso fresco del hongo cosechado}}{\text{Peso seco del sustrato utilizado}} * 100 \quad (8)$$

Esto es importante para determinar el rendimiento por cultivo de PO dado que depende de ello y se calcula como sigue.

$$\begin{aligned} \text{Rendimiento por cultivo } \left(\frac{\text{kg}}{\text{m}^2} \right) & \quad (9) \\ & = \text{Eficiencia biológica (\%)} * \text{Cantidad de cultivos en } 1 \text{ m}^2 \end{aligned}$$

Ahora, para calcular el rendimiento anual de PO la ecuación sería la siguiente.

$$\text{Productividad } \left(\frac{\text{kg}}{\text{m}^2 \text{ año}} \right) = \text{Cantidad de cosechas al año} * \text{Rendimiento por cultivo} \quad (10)$$

5.3.2. Cálculo de proteínas de *Pleurotus ostreatus*

Para determinar la cantidad de proteínas de *P. ostreatus* necesarias para reemplazar completamente la proteína animal en la alimentación de salmones, se analizó primero la formulación del pienso utilizada por una empresa chilena, según lo establecido en su Resolución de Calificación Ambiental. Utilizando la Tasa de Conversión Alimenticia (TCA) del salmón y la producción anual de salmón en Chile, se calculó la cantidad total de proteínas empleadas anualmente en su alimentación. La fórmula utilizada para este cálculo fue la siguiente.

$$\begin{aligned} \text{Proteínas anuales totales} & \qquad \qquad \qquad (11) \\ & = \text{Toneladas de salmón producido} \\ & \quad * \text{Porcentaje de proteínas en la dieta} \end{aligned}$$

Posteriormente, se relacionó esta cifra con la cantidad de proteínas que puede ofrecer PO según la literatura científica. Esto permitió calcular la cantidad de proteínas fúngicas necesarias para satisfacer la demanda anual:

$$\text{Proteínas fúngicas necesarias} = \frac{\text{Proteínas totales (ton/año)}}{\text{Contenido proteico de } P. \text{ ostreatus (ton)}} \quad (12)$$

5.3.3. Cálculo de la superficie de cultivo de *P. ostreatus*

El área de cultivo necesario para abastecer a la producción nacional de proteínas fúngicas fue determinado por la relación entre la productividad del hongo y las proteínas totales anuales, como se muestra a continuación.

$$\text{Espacio necesario [km}^2\text{]} = \frac{\text{Proteínas anuales totales } \left[\frac{\text{ton}}{\text{año}} \right]}{\text{Productividad de } P. \text{ ostreatus } \left[\frac{\text{ton}}{\text{m}^2} / \text{año} \right]} \quad (13)$$

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Análisis químico proximal de *P. ostreatus*

6.1.1. Potencial nutricional

En la tabla 2 se compara el potencial nutricional de las distintas dietas para salmón con PO. La información nutricional de estas dietas en diversas Resoluciones de Calificación Ambiental no está presente o está incompleta, sin embargo, se recopiló información de los últimos 15 años. En general, se observa que los salmones requieren de un alto contenido proteico cuando son peces juveniles y a medida que se adaptan al agua salada, los lípidos incorporados en la dieta son cada vez mayor, esto para favorecer el desarrollo del sistema nervioso. Por otro lado, el contenido de humedad según Graü de Marín (2011) no debe ser superior al 8%, ya que favorece la aparición de larvas de insectos en el almacenaje del pellet y, por sobre un 10% la aparición de bacterias y mohos, pese a lo anterior, se encontraron dietas con porcentajes de humedad que favorecen la aparición de larvas de insectos, lo que podría generar contaminación en las bodegas de almacenamiento.

El hongo tiene un alto contenido de humedad y un alto contenido proteico que bordea en promedio un 22% cada 100 g de peso seco, lo cual es positivo dado que se asemeja a la cantidad de proteínas que pueden aportar 100 g de pollo. Consecuentemente, se puede anticipar que, para reemplazar en totalidad de proteínas animales por proteína fúngica se necesita una elevada producción de PO, dado que la concentración proteica de la harina de pescado es el doble de la harina de hongo. Sin embargo, esta investigación no busca reemplazar una proteína por otra sino evaluar PO como potencial alimento nutraceutico. Por otro lado, PO tiene un contenido de carbohidratos cercano al 52% lo cual puede indicarnos una mayor presencia de polisacáridos y por consiguiente, una mejor salud inmunológica.

Tabla 2: Análisis químico proximal de PO y de distintas dietas para salmónidos (*Contenido en peso fresco).

Fuente: Elaboración propia a partir de las distintas referencias.

Dieta	Contenido en gramos/100 g de peso seco						Fuente
	Humedad (%)	Proteína cruda (%)	Ceniza (%)	Grasa bruta (%)	Carbohidratos (%)	Fibra cruda (%)	
Dieta estándar	7,5	42-43	6,5-7	27-28	60	1,5	(AquaChile, 2012)
Power smolt 250	10	46,5	-	29	-	-	(Austral, 2024)
Power fusión 800	10	40,5	-	33,0	-	-	
Power 1500	10	32	-	34	-	-	
Power fusión 2500	10	38	-	37,5	-	-	
Power fusión 3500	10	36	-	38	-	-	
Power smolt 100	8	49,1	-	27,4	-	-	(Australis, 2023)
Power smolt 250	8	45,4	-	29,3	-	-	
Power extreme 2500	8	37,9	-	39	-	-	
Power extreme 3500	8	35,92	-	39,59	-	-	
	-	25,2	9,1	1,8	66,5	7,4	Irshad et al. (2023)
	88,6*	23,4	6,3	2,8	55,5	7,7	Patil et al. (2010)
	90,8*	30,4	9,8	2,2	48,9	8,7	Bisaria and Madan (1983)
<i>Pleurotus ostreatus</i>	-	15,4-29,7	7,1-8,0	2,7-3,4	30,8-73,4	13,8-29,8	(Jayaraman et al., 2024)
	-	30,1	8,4	2,1	40,2	17,2	
	-	28,4	11,4	3,8	29,6	27,4	
	85-87*	17 - 42	-	0,5 - 5	37 - 48	24 - 31	Khan and Tania (2012).
	88,5*	32	6,1	3,1	50,9	6,2	Jegadeesh Raman et al. (2020)
	7,6	19,6	3,7	0,6	50,0	18,5	Cuptapun et al. (2010)

6.2. Análisis citotológico de *P. ostreatus*

6.2.1. Extracción de polisacáridos

A partir de 1,20 kg de hongo fresco se obtuvieron 147,74 g de hongo seco liofilizado, posterior a la extracción, se recuperaron 1,22 g de polisacáridos (ecuación 6). Por tanto, el rendimiento de la extracción fue de 0,825%. Duarte Trujillo et al. (2020) obtuvo una eficiencia de extracción de polisacáridos totales de *Pleurotus ostreatus* cercana al 17% con una relación sólido-solvente de 1:20, utilizando el método de maceración dinámica con agua caliente y etanol 50°, lo que quiere decir que este porcentaje es bastante bajo comparado a la literatura donde se ha obtenido como mínimo 3,6%. Esto puede haber sido debido a que el etanol absoluto empleado permite la extracción lípidos, azúcares, proteínas y la precipitación de los polisacáridos, no así la extracción de estos. Por otro lado, un bajo contenido de carbohidratos en el sustrato utilizado para el cultivo del hongo podría haber influido en la cantidad de polisacáridos extraídos. Por ejemplo, un medio de cultivo enriquecido con arroz o cereales podría mejorar significativamente la producción de polisacáridos.

6.2.2. Efecto citotológico de *P. ostreatus*

El efecto citotóxico de PO se evaluó en dos líneas celulares, revelando diferencias significativas en las tasas de supervivencia y los valores de IC_{50} . En la línea celular de queratinocitos HACAT, no se observó una citotoxicidad pronunciada, con una tasa mínima de supervivencia del 44% a una concentración de extracto de polisacáridos de 1,250 $\mu\text{g mL}^{-1}$ (figura 3) y un valor de IC_{50} de 502,72 $\mu\text{g mL}^{-1}$ (figura 4). Es decir, el extracto tiene un efecto tóxico sobre las células a bajas concentraciones, sin embargo, a medida que esta dosis aumenta la población se recupera.

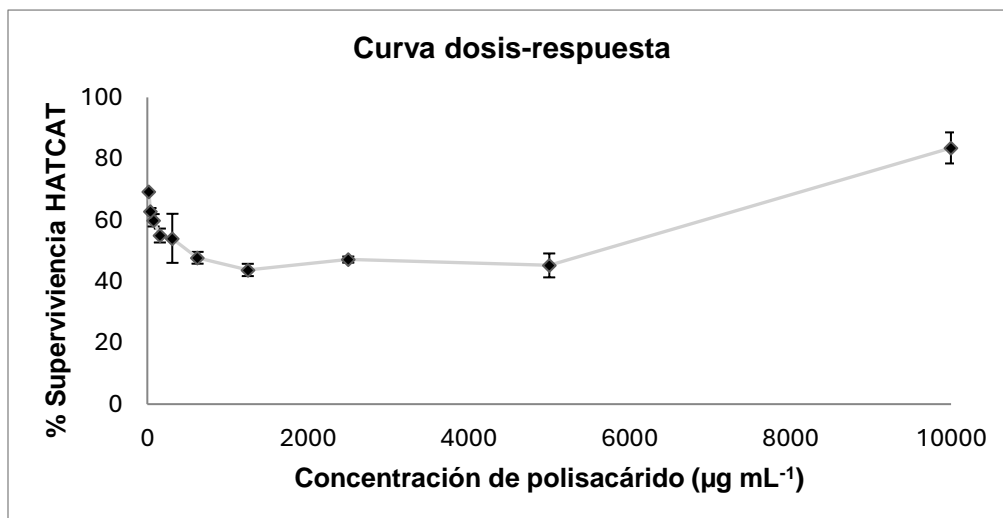


Figura 3: Porcentaje de supervivencia de células HATCAT incubadas con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA.

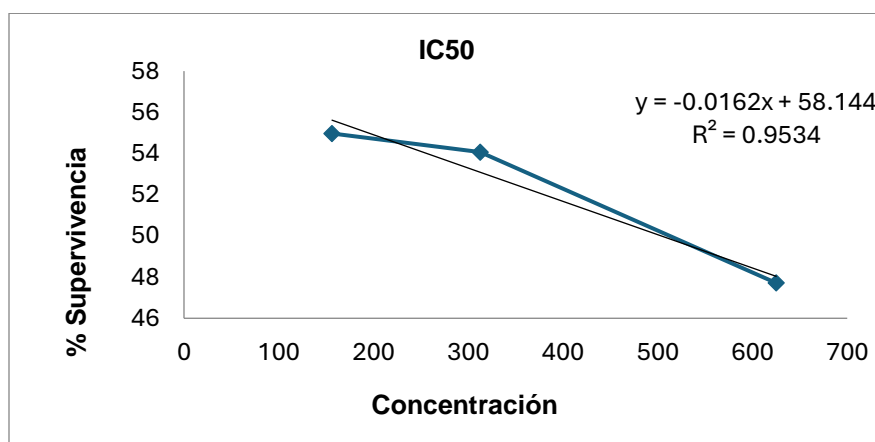


Figura 4: Concentración media inhibitoria de la línea celular HATCAT incubada con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA.

En contraste, la línea celular de cáncer de colon HCT-116 presentó una tasa mínima de supervivencia del 41% a 5.000 µg mL⁻¹ (figura 5), con un valor de IC₅₀ de 1.158,43 µg mL⁻¹, indicando una sensibilidad moderada a PO (figura 6). Por lo que, fue necesaria una mayor concentración de polisacáridos para inhibir la mitad de la población la cual se estabilizó a

medida que se administró mayor cantidad de polisacárido. Esto sugiere efectos citotóxicos muy limitados para células cancerígenas.

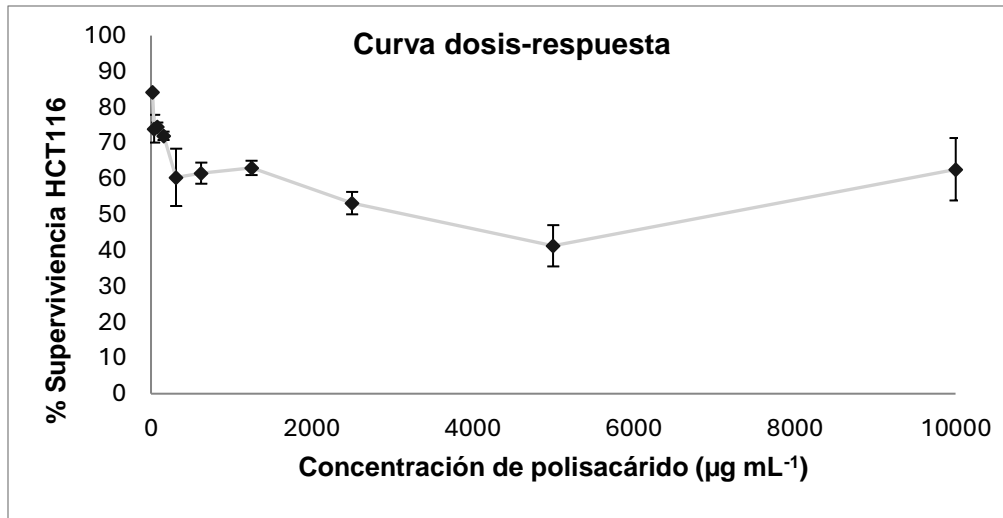


Figura 5: Porcentaje de supervivencia de células HCT116 incubadas con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA

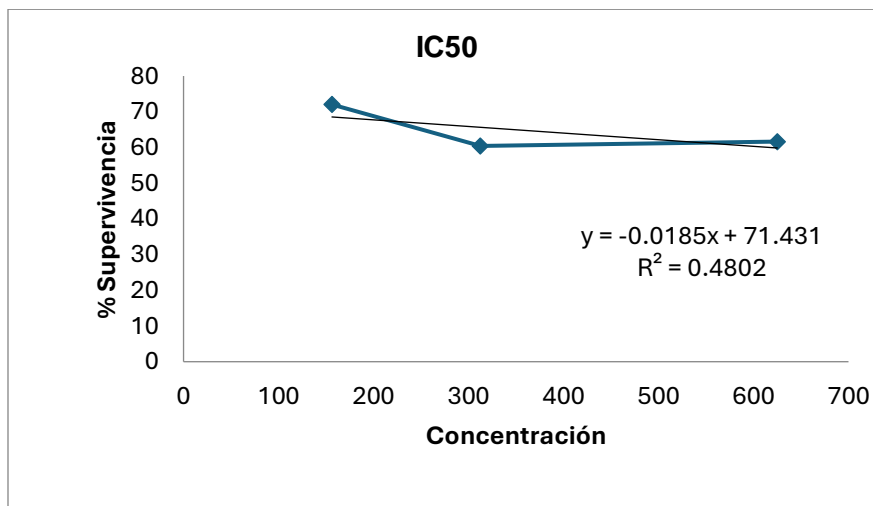


Figura 6: Concentración media inhibitoria de la línea celular HCT116 incubada con polisacáridos de PO. Fuente: SCAI-UMA.

Los resultados de los ensayos citotoxicológicos indican que los polisacáridos de *Pleurotus ostreatus* no afecta la viabilidad celular en líneas de tejido sano ni en células cancerígenas,

ya que en ambas se observa una estabilización a medida que la concentración aumenta. Esto sugiere que su incorporación en la alimentación acuícola no presenta restricciones desde el punto de vista de la citotoxicidad. No obstante, aunque en este estudio no se evidenció un efecto inmunomodulador en las líneas celulares ni en las concentraciones evaluadas, investigaciones previas (Yin et al., 2021) han reportado que los polisacáridos de *P. ostreatus* pueden estimular la actividad fagocítica del sistema inmune innato. Esto implica que, ante la presencia de patógenos u organismos extraños, la respuesta inmune se activa y los elimina rápidamente. Por lo tanto, si bien estos hallazgos respaldan la seguridad del hongo como ingrediente en dietas para salmones, su potencial uso como agente inmunoestimulante en salmón requiere estudios adicionales.

6.3. Balance de materia

6.3.1. Productividad de PO

La eficiencia biológica (EB) mide la relación entre la cantidad de sustrato seco utilizado y el peso fresco de hongos cosechados, permitiendo evaluar el aprovechamiento del sustrato. Una mayor EB indica un mejor uso del recurso. Sin embargo, esta eficiencia depende de factores como la composición del sustrato, su cantidad, el número de cultivos posibles, y condiciones ambientales como temperatura, humedad, ventilación y luz.

En la tabla 3 se presentan los datos de diferentes cultivos de PO en estudios previos, donde se observa la variabilidad en la eficiencia biológica según los tipos de sustrato utilizados. Al comparar esta evidencia con los recursos disponibles en Chile, se identifica la posibilidad de emplear sustratos como aserrín, aserrín compostado y residuos de papel. Gracias a su naturaleza saprófita (Sánchez, 2001), este hongo puede alimentarse de residuos industriales, promoviendo la economía circular. Aunque estos sustratos suelen presentar una baja eficiencia biológica, el potencial nutricional del hongo no se ve comprometido, ya

que depende de la composición del sustrato. Este aspecto resulta crucial en el contexto de esta investigación, cuyo objetivo es disminuir los impactos ambientales de la salmonicultura utilizando sustratos que también fomenten la sostenibilidad.

Para estimar la producción, se consideró un cultivo con una eficiencia biológica del 55% (ecuación 7), lo que implica que 1 kg de sustrato seco genera 0,55 kg de hongo fresco. Ahora, asumiendo que en 1 m² pueden desarrollarse 8 bolsas de medio de cultivo de dimensiones 35x25x25 cm, el rendimiento por cultivo sería de 4,4 kg/m² (ecuación 8). Si suponemos una cosecha mensual, entonces obtendremos aproximadamente 52,8 kg/m²/año (ecuación 9). Cabe destacar que, dependiendo de la naturaleza del sustrato, pueden realizarse hasta cuatro cosechas consecutivas; sin embargo, el rendimiento disminuirá progresivamente debido al agotamiento de nutrientes. Por otro lado, la composición del sustrato juega un rol fundamental en el crecimiento de los hongos, por ejemplo, un sustrato rico en nitrógeno aumentará el contenido proteico y un alto contenido en fibra disminuirá el tiempo de cosecha (Hoa et al., 2015).

Tabla 3. Rendimiento del cultivo del hongo *Pleurotus ostreatus*. Fuente: Elaboración propia a partir de las distintas referencias.

Sustrato	Peso seco del sustrato (g)	Rendimiento biológico (g)	Rendimiento económico (g)	Eficiencia biológica (%)	Fuente
-	-	582,20	-	116,43	Jafarpour and Eghbalsaeed (2012)
Aserrín de obeche	400	80,24	-	72,64	Oladipo et al. (2020)
Semilla de algodón	425,70	315,75	277,30	74,17	Girmay et al. (2016).
Aserrín	810,90	205,85	174,25	35,88	
Paja de trigo	573,70	78,90	64,33	9,73	
Residuos de papel	689,10	235,83	192,45	34,22	
Aserrín compostado	-	183,12	-	61,04	
Paja de arroz	-	151,8	-	50,64	(Jayaraman et al., 2024)
Paja de trigo	-	-	-	22,6-52,6	
Tallo soya	-	-	-	85,2	
Paja de cebada	-	-	-	21,3	

6.3.2. Aporte proteico de *P. ostreatus*

Cada tipo de carne animal tiene una Tasa de Conversión Alimenticia (TCA), que mide cuánta cantidad de alimento se necesita para producir una unidad de carne. En el caso del salmón, esta tasa es de 1,3, lo que significa que se requieren 1,3 toneladas de alimento para producir 1 tonelada de carne al año (Tacon & Metian, 2008). Este valor es altamente eficiente en comparación con otras proteínas animales.

Según la Resolución de Calificación Ambiental de AquaChile AquaChile (2012), la dieta de los salmones contiene un 42% de proteínas, lo que implica que para cubrir los requerimientos energéticos de la producción nacional se necesitan aproximadamente 546,000 toneladas de proteínas al año (ecuación 10). Este dato es fundamental para estimar la cantidad de biomasa fúngica necesaria para sustituir completamente las fuentes de proteína animal en la dieta salmonídea.

El hongo *P. ostreatus* presenta un contenido proteico aproximado de 22 g por cada 100 g en peso seco, lo que equivale a 0,22 toneladas de proteínas por tonelada seca de hongo. Sin embargo, dado su contenido de humedad del 90%, el peso seco representa solo el 10% del peso fresco. Esto ajusta el contenido de proteínas a 0,02 toneladas por cada tonelada fresca de hongo.

Utilizando este ajuste y considerando las proteínas necesarias calculadas anteriormente (ecuación 10), la biomasa fresca de hongo requerida para cubrir completamente la demanda de proteínas asciende a 24,828,182 toneladas al año (ecuación 11). Este dato no solo resalta el potencial del PO como alternativa, sino que también subraya la magnitud de su producción necesaria, lo cual presenta desafíos significativos en términos de cultivo a escala industrial.

6.3.3. Proyección de superficie para cultivo de *P. ostreatus*

La productividad de PO en peso húmedo es de $52,8 \text{ kg/m}^2/\text{año}$ y la demanda de proteínas fúngicas es de $24,828,182,000 \text{ kg/año}$ (ecuación 11). Por lo tanto, la superficie necesaria para cultivar la cantidad de hongo fresco es de $470,979,924 \text{ m}^2$ (ecuación 12).

Suponiendo que existe un reemplazo de proteína animal por fúngica de 42%, un rendimiento de biomasa de $52,8 \text{ kg/m}^2/\text{año}$, un contenido proteico de 22%, período 12 cosechas al año y una tasa de conversión alimenticia de 1,3. Sin embargo, esta área puede reducirse considerablemente si cultivamos en altura, por ejemplo, un cultivo de 10 pisos correspondería a aproximadamente 47 km^2 , una superficie similar a la península de Tumbes (figura 8). Si bien esta superficie parece algo abultada, corresponde solo a 0,77% de la superficie forestal de la región del Biobío (tabla 4) y además, no tiene que estar concentrada dado que su localización puede ser referida a un punto cercano donde se pueda reutilizar el sustrato que requiere.



Figura 7: Representación de 47 km^2 en la Bahía de Talcahuano. Fuente: Elaboración propia mediante el software Google Earth Pro.

Tabla 4: Comparación de la proyección de uso de suelo del cultivo de PO con otras actividades.

Fuente: VIII Censo Agropecuario y Forestal, año agrícola 2020 - 2021, INE-Chile.

Categoría de uso de suelo	Total nacional (ha)	Región del Biobío (ha)	Cultivo PO (ha)	Superficie PO (%)
Plantación forestal	2,068,401	608,660	4,700	0,77
Bosque nativo	9,616,153	276,013	4,700	1,70
Frutales	374,809	9,925	4,700	47,36
Infraestructura	204,744	29,006	4,700	16,20
Vides	100,811	2,002	4,700	234,77

7. CONCLUSIONES

1. *Pleurotus ostreatus* puede ser incorporado en la salmonicultura como fuente de proteína vegetal debido a su alto contenido proteico, especialmente cuando es cultivado en sustratos ricos en nitrógeno. Sin embargo, al fabricar el alimento se debe tener en cuenta que procesos como la extrusión podría afectar la biología de la proteína.
2. Los resultados obtenidos del análisis de viabilidad celular indican que no ofrecería beneficios como proteína nutracéutica.
3. Es posible reevaluar los supuestos para lograr una mayor productividad y reducir la superficie necesaria, ya que lo importante es mitigar los impactos de la salmonicultura chilena respecto a cómo se sustenta la producción nacional actual.
4. Con estos resultados, estaremos disminuyendo los impactos relacionados con la sobreexplotación de peces en el mar y su procesamiento. No obstante, no se abordarían problemas como la reducción de sustancias químicas y sus efectos como la generación de bacterias resistentes, la contaminación acuática, entre otros. Lo que orienta identificar una especie fúngica más eficiente en este sentido.

5. Al respecto, se cumple parcialmente la hipótesis planteada por eficiencia que posee PO para generar alto proteico, pero un bajo potencial inmunomodulador.

6. Este estudio contribuye a los ODS relacionados con la protección de la vida marina (ODS 14), modernizar la industria productora de alimento para peces (ODS 9) y aspectos de producción limpia y responsable (ODS 12) **(Ver anexo 1)**.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahumada, R. (2016). *Degradación de antibióticos utilizados en la salmonicultura mediante el uso de hongos marinos* Universidad de Concepción].
- Alcock, R. E., Sweetman, A., & Jones, K. C. (1999). Assessment of organic contaminant fate in waste water treatment plants I: Selected compounds and physicochemical properties. *Chemosphere*, 38(10), 2247-2262. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0045-6535\(98\)00444-5](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0045-6535(98)00444-5)
- AquaChile. (2012). *AMPLIACIÓN DE PRODUCCIÓN CENTRO DE CULTIVO DE SALMÓNIDOS ABTAO, X REGION*. Retrieved from <https://seia.sea.gob.cl/documentos/documento.php?idDocumento=7383293>
- Austral, S. (2024). *Aumento de biomasa del centro de cultivo de recursos hidrobiológicos salmónidos, Código de Centro N° 110874, Angosta. RCA N° 293/2012*.
- Australis, S. (2023). *Fusión y relocalización: Centro de Cultivo de Salmónidos Humos 4, Canal Utarupa al sur de Isla Carlos, Isla Humos, N° Pert 219110012, Sector 1*.
- Baba, E., Uluköy, G., & Öntaş, C. (2015). Effects of feed supplemented with *Lentinula edodes* mushroom extract on the immune response of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, and disease resistance against *Lactococcus garvieae*. *Aquaculture*, 448, 476-482.
- Bilen, S., Ünal, S., & Güvensoy, H. (2016). Effects of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) and nettle (*Urtica dioica*) methanolic extracts on immune responses and resistance to *Aeromonas hydrophila* in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 454, 90-94. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.12.010>
- Bisaria, R., & Madan, M. (1983). Mushrooms: Potential protein source from cellulosic residues. *Enzyme and Microbial Technology*, 5(4), 251-259. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0141-0229\(83\)90073-X](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0141-0229(83)90073-X)
- Bricknell, I., & Dalmo, R. A. (2005). The use of immunostimulants in fish larval aquaculture. *Fish Shellfish Immunol*, 19(5), 457-472. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2005.03.008>
- Buschmann AH, T. A., López A, Maldonado MA, Henríquez LA, Ivanova L, et al. (2012). Salmon Aquaculture and Antimicrobial Resistance in the Marine Environment. *PLoS ONE* 7, 8. <https://doi.org/https://doi.org/10.1371/journal.pone.0042724>
- Cabello, F. C., Godfrey, H. P., Tomova, A., Ivanova, L., Dölz, H., Millanao, A., & Buschmann, A. H. (2013). Antimicrobial use in aquaculture re-examined: its relevance to antimicrobial resistance and to animal and human health. *Environmental Microbiology*, 15(7), 1917-1942. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/1462-2920.12134>
- Carlos Cabrera, Arístides Sotomayor Cabrera, & Pino, V. E. (2020). Análisis del ciclo de vida en la industria de harina y aceite de pescado en plantas pesqueras de Huacho, Carquín y Vegueta, Huaral, Lima, 2018-2019. *Revista del Instituto de Investigación de la Facultad de Minas, Metalurgia y Ciencias Geográficas*, 23(46), 21-21-28. <https://doi.org/10.15381/iigeo.v23i46.17729>
- Cuptapun, Y., Hengsawadi, D., Mesomya, W., & Yaieiam, S. (2010). Quality and Quantity of Protein in Certain Kinds of Edible Mushroom in Thailand. *Kasetsart Journal - Natural Science*, 44.
- Djordjevic, B., Škugor, S., Jørgensen, S. M., Øverland, M., Mydland, L. T., & Krasnov, A. (2009). Modulation of splenic immune responses to bacterial lipopolysaccharide in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed lentinan, a beta-glucan from mushroom *Lentinula edodes*. *Fish & Shellfish Immunology*, 26(2), 201-209. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fsi.2008.10.012>

- Duarte Trujillo, A. S., Jiménez Forero, J. A., Pineda Insuasti, J. A., González Trujillo, C. A., & García Juárez, M. (2020). Extracción de sustancias bioactivas de *Pleurotus ostreatus* (Pleurotaceae) por maceración dinámica. *Acta Biológica Colombiana*, 25(1), 61-74. <https://doi.org/10.15446/abc.v25n1.72409>
- El Enshasy, H. A., & Hatti-Kaul, R. (2013). Mushroom immunomodulators: unique molecules with unlimited applications. *Trends in Biotechnology*, 31(12), 668-677. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2013.09.003>
- FAO. (2022). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura (SOFIA)*. Roma: FAO. 2022. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022. Hacia la transformación azul. Roma, FAO. <https://doi.org/10.4060/cc0461es>
- Flores-Kossack, C., Montero, R., Köllner, B., & Maisey, K. (2020). Chilean aquaculture and the new challenges: Pathogens, immune response, vaccination and fish diversification. *Fish & Shellfish Immunology*, 98, 52-67. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.12.093>
- Girmay, Z., Gorems, W., Birhanu, G., & Zewdie, S. (2016). Growth and yield performance of *Pleurotus ostreatus* (Jacq. Fr.) Kumm (oyster mushroom) on different substrates. *AMB Express*, 6(1), 87. <https://doi.org/10.1186/s13568-016-0265-1>
- Graü de Marín, C., Muñoz, D., Márquez, E., Figueroa, G., & Maza, J. . (2011). Identificación de hongos con potencial micotoxigénico en harinas de pescado destinadas para la elaboración de alimentos concentrados. *Revista científica*, XXI, 256-264. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=95918239010>
- Hoa, H. T., Wang, C. L., & Wang, C. H. (2015). The Effects of Different Substrates on the Growth, Yield, and Nutritional Composition of Two Oyster Mushrooms (*Pleurotus ostreatus* and *Pleurotus cystidiosus*). *Mycobiology*, 43(4), 423-434. <https://doi.org/10.5941/myco.2015.43.4.423>
- IFFO. (2021). *Subproductos*. www.iffco.com/es/subproductos
- Irshad, A., Tahir, A., Sharif, S., Khalid, A., Ali, S., Naz, A., Sadia, H., & Ameen, A. (2023). Determination of Nutritional and Biochemical Composition of Selected *Pleurotus* spp. *BioMed Research International*, 2023, 1-1-10. <https://doi.org/10.1155/2023/8150909>
- Jafarpour, M., & Eghbalsaeed, S. (2012). High protein complementation with high fiber substrates for oyster mushroom cultures. *AFRICAN JOURNAL OF BIOTECHNOLOGY*, 11. <https://doi.org/10.5897/AJB11.1473>
- Jayaraman, S., Yadav, B., Dalal, R. C., Naorem, A., Sinha, N. K., Srinivasa Rao, C., Dang, Y. P., Patra, A. K., Datta, S. P., & Subba Rao, A. (2024). Mushroom farming: A review Focusing on soil health, nutritional security and environmental sustainability. *Farming System*, 2(3). <https://doi.org/10.1016/j.farsys.2024.100098>
- Jegadeesh Raman, Kab-Yeul Jang, Youn-Lee Oh, Minji Oh, Ji-Hoon Im, Hariprasath Lakshmanan, & Sabaratnam, V. (2020). Cultivation and Nutritional Value of Prominent *Pleurotus* spp.: An Overview.
- Khan, M. A., & Tania, M. (2012). Nutritional and Medicinal Importance of *Pleurotus* Mushrooms: An Overview. *Food Reviews International*, 28(3), 313-329. <https://doi.org/10.1080/87559129.2011.637267>
- Latimer, G. (2023). Official Methods of Analysis: 22nd Edition (2023). In G. W. Latimer, Jr. (Ed.), *Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL*. Oxford University Press. <https://doi.org/10.1093/9780197610145.002.001>
- Mioso, R., Marante, F. J. T., Laguna, I. H. B. d., & Bessonart, M. (2014). QUÍMICA DE PRODUCTOS NATURALES APLICADA A LA ACUICULTURA: UNA REVISIÓN INTERDISCIPLINAR. *Química Nova*, 37(3). <https://doi.org/10.5935/0100-4042.20140084>

- Obodai, M., Cleland-Okine, J., & Vowotor, K. A. (2003). Comparative study on the growth and yield of *Pleurotus ostreatus* mushroom on different lignocellulosic by-products. *J Ind Microbiol Biotechnol*, 30(3), 146-149. <https://doi.org/10.1007/s10295-002-0021-1>
- OCEANA. (2021). Transparentando el uso de productos químicos y medicamentos en la salmonicultura nacional.
- ODEPA. (2023). *PIB silvoagropecuario y nacional* [Hoja de cálculo]. <https://view.officeapps.live.com/op/view.aspx?src=https%3A%2F%2Fbibliotecadigital.odepa.gob.cl%2Fbitstream%2Fhandle%2F20.500.12650%2F73303%2FPIB2023.xlsx&wdOrigin=BROWSELINK>
- Patil, S., Ahmed, S., Telang, S., & Mmv, B. (2010). The nutritional value of *Pleurotus ostreatus* (JACQ.:FR.) Kumm cultivated on different lignocellulosic agrowastes. *Innovative Romanian food biotechnology*, 7, 66-76.
- Piñeros, M. A. V., Barragán, I. S. R., & Mocha, P. R. E. (2012). Inmunoestimulantes en teleosteos: Probióticos, b-glucanos y LPS. *ORINOQUIA*, 16(1), 46-62.
- PROCHILE. (2023). *Sectores exportadores* <https://www.prochile.gob.cl/sectores-exportadores/agro-y-alimentos>
- Refstie, S., Baeverfjord, G., Seim, R. R., & Elvebø, O. (2010). Effects of dietary yeast cell wall β -glucans and MOS on performance, gut health, and salmon lice resistance in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed sunflower and soybean meal. *Aquaculture*, 305(1), 109-116. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.04.005>
- Ruiz-González, L. E., Rio-Zaragoza, O. B. D., Tintos-Gómez, A., Hernández-Rodríguez, M., Guzmán-Dávalos, L., Badillo Zapata, D., & Vega-Villasante, F. (2018). El uso de hongos macroscópicos como inmunoestimulantes en peces teleósteos: estado del arte al 2018. *Hidrobiológica*, 28(2), 209-217. <https://doi.org/10.24275/uam/izt/dcbs/hidro/2018v28n2/Tintos>
- Sakai, M. (1999). Current research status of fish immunostimulants. *Aquaculture*, 172(1), 63-92. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00436-0](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00436-0)
- Sánchez, J. E., Royse D. J. Ed. (2001). *La biología y el cultivo de Pleurotus spp.* El Colegio de la frontera sur y Limusa, México. . https://www.researchgate.net/publication/256526787_Book_La_biologia_y_el_cultivo_de_Pleurotus_spp
- Selvaraj, V., Sampath, K., & Sekar, V. (2005). Use Of Glucan From *Saccharomyces Cerevisiae* As An Immunostimulant In Carp: Impact On Hematology, Phagocyte Function, And Infection With *Aeromonas Hydrophila*.
- SERNAPESCA. (2023). *Informe sectorial de pesca y acuicultura julio 2023*.
- SUBREI. (2023). *Informe mensual de comercio exterior de Chile*. Retrieved from https://www.subrei.gob.cl/docs/default-source/acuerdos/informe-de-comercio-exterior-de-chile---ano-2023.pdf?sfvrsn=c4443a8a_1
- Tacon, A. G., & Metian, M. (2008). Global overview on the use of fish meal and fish oil in industrially compounded aquafeeds: Trends and future prospects. *Aquaculture*, 285(1-4), 146-158.
- Uluköy, G., Baba, E., & Öntaş, C. (2016). Effect of Oyster Mushroom, *Pleurotus ostreatus*, Extract on Hemato-Immunological Parameters of Rainbow Trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 47(5), 676-684. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/jwas.12318>
- Valenzuela-Aviles, P., Torrealba, D., Figueroa, C., Mercado, L., Dixon, B., Conejeros, P., & Gallardo-Matus, J. (2022). Why vaccines fail against Piscirickettsiosis in farmed salmon and trout and how to avoid it: A review [Review]. *Frontiers in Immunology*, 13. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2022.1019404>

Yin, Z., Sun-Waterhouse, D., Wang, J., Ma, C., Waterhouse, G. I. N., & Kang, W. (2021). Polysaccharides from edible fungi *Pleurotus* spp.: advances and perspectives. *Journal of Future Foods*, 1(2), 128-140. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jfutfo.2022.01.002>

Zaldívar Larrain, F. J. (2002). Las harinas y aceites de pescado en la alimentación acuícola. *Avances en Nutrición Acuicola*.