

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CIUDAD JUÁREZ
INSTITUTO DE CIENCIAS BIOMÉDICAS
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS QUÍMICO BIOLÓGICAS



**“USO POTENCIAL DEL SARGAZO COMO SUSTRATO PARA EL CULTIVO
DE *Pleurotus ostreatus*”**

TESIS

Que para obtener el grado de

MAESTRÍA EN CIENCIAS

QUÍMICO BIOLÓGICAS

Presenta

BIÓL. IVETTE MOLINAR MONSIVÁIS

Cd. Juárez, Chih., México

Octubre, 2021

APROBACIÓN DE LA TESIS

Uso potencial del sargazo como sustrato para el cultivo de *Pleurotus ostreatus*,
reporte de investigación preparado por Ivette Molinar Monsiváis como requisito
parcial para obtener el grado de

MAESTRÍA EN CIENCIAS QUÍMICO-BIOLÓGICAS

ha sido aprobado y aceptado por:



Dra. Miroslava Quiñónez Martínez

DIRECTORA DE TESIS



Dra. Nina del Rocío Martínez Ruiz

ASESORA



Dr. Fortunato Garza Ocañas

ASESOR



Dra. Laura Alejandra De la Rosa Carrillo

ASESORA



Dr. Jesús Manuel Díaz Gaxiola

ASESOR

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

“USO POTENCIAL Del SARGAZO COMO SUSTRATO PARA EL CULTIVO DE *Pleurotus ostreatus*”

Se permite el uso académico de información contenida en esta tesis, siempre y cuando se otorgue el crédito correspondiente al autor. Para la reproducción parcial o total de este documento con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita de las autoridades que avalan esta tesis.



Dra. Miroslava Quiñónez Martínez

COORDINADOR DE MAESTRÍA EN CIENCIAS QUÍMICO-BIOLÓGICAS



Dr. José Alberto López Díaz

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE CIENCIAS QUÍMICO-BIOLÓGICAS



C.D. Salvador David Nava Martínez

DIRECTOR DEL INSTITUTO DE CIENCIAS BIOMÉDICAS

DEDICATORIA

A mi esposo, estuviste motivándome constantemente y ayudándome hasta donde te fue posible, siempre has sido mi pilar; mis hijos por brindarme su amor, apoyo y tolerancia; mis padres, hermanos y sus familias, por su apoyo y motivación; mi ángel guardián (Oscar) que sigues escuchándome y guiándome. Los amo.

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Miroslava Quiñonez por su apoyo incondicional. Biól. Alejandro Nájera por su tolerancia, apoyo y paciencia. A mis compañeros por su gran ayuda. A mis maestros y comité de tesis por su infinita tolerancia.

Agradezco a CONACYT y UACJ (ICB) por aceptarme y apoyarme en este proyecto.

RESUMEN

USO POTENCIAL DEL SARGAZO COMO SUSTRATO PARA EL CULTIVO DE

Pleurotus ostreatus

Elaborado por: Ivette Molinar Monsiváis

En los últimos años se ha observado un aumento en los arribazones algales del género *Sargassum* sp. en el Caribe Mexicano. El incremento ha ocasionado problemas económicos y ambientales en estas costas. El objetivo principal fue utilizar el sargazo como sustrato para el cultivo y producción de *Pleurotus ostreatus*. Este hongo es un descomponedor primario de materia orgánica, con la capacidad de utilizar una amplia variedad de desechos agroindustriales, además de ser fácil de cultivar, resistente a plagas y altamente nutritivo. Para ello se utilizaron sustratos elaborados a partir de paja de trigo y sargazo, obteniendo las siguientes proporciones: 1) 100% paja (control); 2) 75% Paja: 25% Sargazo; 3) 50% Paja: 50% Sargazo; 4) 25% Paja: 75% Sargazo, y 5) 100% Sargazo, empleando dos métodos de desinfección: esterilización en autoclave y pasteurización. Se evaluó la totalidad de días en que el micelio tardó en colonizar los sustratos, el tiempo de aparición de los primeros primordios y cosecha de carpóforos. Se evaluó la productividad total (número y gramos obtenidos de hongos), tasa de producción y morfometría de los carpóforos (diámetro de píleo y largo de pie); en todos los casos se realizaron análisis de la varianza y prueba de Tukey para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos ($\alpha=0.05$). Del mismo modo, se realizó un análisis proximal y determinación de sodio a los carpóforos para evaluar su calidad nutrimental. Los resultados muestran que los tratamientos esterilizados fueron colonizados con

mayor rapidez. Se obtuvieron cosechas en todos los tratamientos, siendo la composición 75% Paja: 25% Sargazo donde se generaron la mayor cantidad de carpóforos y peso de estos. Los tratamientos esterilizados 50% Paja: 50% Sargazo y 25% Paja: 75% Sargazo, así como el pasteurizado 75% Paja: 25% Sargazo obtuvieron eficiencias biológicas mayores al 100%, los restantes presentaron valores medios (50-40%) a bajos (<40%), un fenómeno común en los sustratos que contenían sargazo es que las setas producidas presentaban anomalías morfológicas. Los análisis proximales mostraron que los carpóforos obtenidos a partir de los sustratos con *Sargassum* sp. fueron ricos en carbohidratos y proteínas, estas últimas en contenido mayor que el sustrato convencional con base de paja, y bajos en grasas. Por otra parte, el contenido de sodio es elevado y no es recomendable el consumo. En todos los casos, a excepción del número de carpóforos obtenidos se determinaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$). Se concluye que *P. ostreatus* es capaz de colonizar y degradar sustratos elaborados con *Sargassum* sp, aunque se sugiere emplearlo en combinaciones con paja de trigo.

CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	X
ÍNDICE DE FIGURAS	XI
ABREVIATURAS	XII
GLOSARIO	XIII
INTRODUCCIÓN	14
ANTECEDENTES	16
GENERALIDADES DE LAS ALGAS	16
PHAEOPHYCEAE	17
SARGASSUM SP.....	18
COMPOSICIÓN DEL SARGAZO	18
<i>Proteínas</i>	19
<i>Polisacáridos</i>	19
<i>Lípidos</i>	22
<i>Compuestos inorgánicos</i>	23
PROCESAMIENTO DEL SARGAZO.....	23
<i>Limpieza y separación del sargazo</i>	24
<i>Preservación</i>	24
<i>Secado</i>	24
<i>Ensilaje de Sargazo</i>	25
PROBLEMÁTICA ACTUAL DEL SARGAZO	26
USOS DEL SARGAZO	27
GENERALIDADES DE LOS HONGOS MACROMICETOS	29
HONGOS COMESTIBLES	30
PLEUROTUS OSTREATUS.....	31
<i>Ciclo reproductivo de Pleurotus ostreatus</i>	33
<i>Características metabólicas</i>	34
<i>Valor nutricional</i>	35
CULTIVO DE HONGOS EN MÉXICO.....	37
IMPORTANCIA DEL SUSTRATO PARA EL CULTIVO DE HONGOS.....	37
CULTIVOS Y SUSTRATOS PARA LA PRODUCCIÓN DE HONGOS	38
<i>Generalidades de los sustratos utilizados</i>	38
<i>Sustratos para el cultivo de hongos</i>	38
<i>Sustratos para el cultivo de Pleurotus ostreatus</i>	39

CULTIVO DE <i>PLEUROTUS OSTREATUS</i> EN SUSTRATOS A BASE DE ALGAS.	43
HIPÓTESIS	45
OBJETIVO GENERAL	45
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	45
MATERIALES Y MÉTODOS	46
OBTENCIÓN Y PREPARACIÓN DE LOS SUSTRATOS	46
OBTENCIÓN DEL INÓCULO DE <i>PLEUROTUS OSTREATUS</i>	46
HIDRATACIÓN DE LOS SUSTRATOS.....	46
PASTEURIZACIÓN	46
ESTERILIZACIÓN	47
DETERMINACIÓN DE PH DE LOS SUSTRATOS	47
INOCULACIÓN DE LOS SUSTRATOS.....	48
INCUBACIÓN.....	49
FRUCTIFICACIÓN Y COSECHA	50
DETERMINACIÓN DE LOS PARÁMETROS DE PRODUCTIVIDAD	50
DETERMINACIÓN DE LA EFICIENCIA BIOLÓGICA	51
DETERMINACIÓN DE LA TASA DE PRODUCCIÓN.....	52
ANÁLISIS PROXIMAL	52
<i>Determinación de humedad</i>	52
<i>Determinación de las cenizas totales</i>	53
<i>Determinación de grasa</i>	54
<i>Determinación de proteína</i>	55
<i>Determinación de los carbohidratos</i>	57
<i>Determinación de cloruro de sodio (NaCl)</i>	57
ANÁLISIS ESTADÍSTICO	58
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	59
TIEMPO DE COLONIZACIÓN	59
TIEMPO DE COSECHA	60
PARÁMETROS DE PRODUCTIVIDAD.....	62
<i>Peso de la producción</i>	62
<i>Total de carpóforos</i>	63
<i>Eficiencia biológica y tasa de productividad</i>	64
PARÁMETROS MORFOMÉTRICOS	68
<i>Diámetro del píleo</i>	69
<i>Largo del estípite</i>	71

ANÁLISIS PROXIMAL	72
<i>Determinación de humedad</i>	72
<i>Contenido de cenizas</i>	74
<i>Contenido de grasa</i>	76
<i>Determinación de proteína</i>	76
<i>Determinación de carbohidratos</i>	77
<i>Determinación de sodio (Na) proveniente de cloruro de sodio (NaCl)</i>	78
CONCLUSIONES.....	80
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS ... ¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.	
ANEXO 1	100
ANEXO 2.....	101

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Compuestos nutricionales de de <i>P. ostreatus</i>	35
Cuadro 2. Sustratos y eficiencia biológica en el cultivo de <i>P. ostreatus</i>	40
Cuadro 3. Valores de pH en cada tratamiento evaluado.....	47
Cuadro 4. Clasificación obtenida para el diámetro del pileo y largo del pie....	50
Cuadro 5. Tiempo de cosecha de cada tratamiento y repetición después de la aparición de los primeros primordios.....	60
Cuadro 6. Media promedio del diámetro de los carpóforos obtenidos.....	69
Cuadro 7. Grupos formados tomando las medidas del largo del pie en <i>P. ostreatus</i>	71
Cuadro 8. Análisis proximal y contenido de sodio de <i>Pleurotus ostreatus</i> en los diferentes sustratos evaluados.....	73

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo reproductivo de <i>P. ostreatus</i> . Basidiosporas.	33
Figura 2. Días de incubación del micelio de <i>P. ostreatus</i> para cada tratamiento.....	58
Figura 3. Peso fresco de los carpóforos cosechados de <i>P. ostreatus</i> para cada tratamiento.....	61
Figura 4. Total de carpóforos efectivos colectados de <i>P. ostreatus</i> para cada tratamiento.....	63
Figura 5. Eficiencia biológica de <i>P. ostreatus</i> para cada tratamiento.....	64
Figura 6. Tasa de productividad de <i>P. ostreatus</i>	66
Figura 7. Morfología carpóforal de <i>P. ostratus</i>	67
Figura 8. Frecuencia de carpóforos de acuerdo con las clases de tamaño para el diámetro del píleo.....	68
Figura 9. Grupos formados tomando las medidas del largo del pie.....	70
Figura 10. Porcentaje de humedad de los carpóforos.....	72
Figura 11. Sustratos obtenidos.....	102
Figura 12. Inóculo de <i>P. ostreatus</i>	102
Figura 13. Preparación de los sustratos.....	102
Figura 14. Pasteurización y esterilización.....	103
Figura 15. Determinación del pH.....	103
Figura 16. Inoculación de los sustratos.....	103
Figura 17. Incubación.....	104
Figura 18. Fructificación y cosecha.....	104

ABREVIATURAS

E.B.	Eficiencia biológica
EE	Error estándar
EST	Esterilizado
DE	Desviación estándar
PAST	Pasteurizado
P	Paja
S	Sargazo
TP	Tasa de productividad
UV	Ultra violeta

GLOSARIO

Alga	Organismos unicelulares o pluricelulares que viven en agua dulce o marina. Organismos fotosintéticos. Las pluricelulares contienen un talo que puede ser a manera de filamento, lámina y/o ramificado.
Colonización	Efecto de fijar colonias en un medio o sustrato.
Esterilización	Proceso mediante el cual se obtiene un producto libre de microorganismos.
Hongo	Organismo heterótrofo, carente de clorofila, hojas y raíces, se reproduce por medio de esporas y vive en simbiosis, sobre materia orgánica o de forma parásita.
Incubación	Tiempo en el que un microorganismo logra desarrollarse hasta su plena manifestación.
Inoculación	Sembrar el micelio o introducción del micelio a un sustrato.
Pasteurizar	Elevar la temperatura del sustrato por un periodo largo con el fin de eliminar microorganismos indeseables sin alterar la composición del sustrato.
Saprophyto	Organismo que se alimenta de materia orgánica en descomposición.
Sustrato	Medio de cultivo utilizado para el desarrollo y producción de hongos.

INTRODUCCIÓN

El sargazo (*Sargassum* sp.) es una macroalga parda que flota libremente en mares y océanos conformando un hábitat natural que beneficia a un gran número de especies. Sin embargo, en la última década se ha observado un incremento alarmante de este en las costas del Caribe Mexicano. Se ha reportado poco más de 20 mil toneladas de sargazo en la región caribeña que se expande sobre grandes extensiones del mar Caribe, el aumento de esta alga llega a formar una capa de hasta 20 cm de grosor; como consecuencia la luz solar no penetra a esta capa y la descomposición de esta materia orgánica genera condiciones anóxicas y tóxicas, afectando a la fauna marina (Vilchis, Dreckmann, García-Trejo, Hernández & Sentíes, 2018; Martínez-Carrera *et al.*, 2016). Debido a las toneladas de sargazo que se acumulan en la costa, se genera material orgánico de desecho que consume tiempo y dinero en limpiar (Louime *et al.*, 2017).

La biodegradación de los residuos de naturaleza lignocelulósica constituye una de las herramientas biotecnológicas con la que es factible disminuir la contaminación ambiental derivada de estos. Los hongos de pudrición blanca, como *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) Kummer, se consideran agentes primarios en descomposición, ya que son capaces de degradar residuos agroindustriales o ricos en compuestos lignocelulósicos en su forma original sin haber sido procesados previamente (Forero, Hoyos & Bazante, 2008); ente las ventajas del cultivo de *P. ostreatus* destaca su calidad nutricional, organoléptica y propiedad nutraceuticas, además de su producción relativamente sencilla (Jiménez, Robles, Medina & Chavez, 2012; Martínez-Carrera *et al.*, 2016; Rodríguez-Martínez *et al.*, 2019). Por otra parte, se ha identificado que las algas marinas (incluido el Sargazo) son alimentos funcionales y nutraceuticos (Rajapakse & Kim, 2011), con buen aporte de ácidos grasos, aminoácidos esenciales, polisacáridos

funcionales, vitaminas y minerales (Rajapakse & Kim, 2011). Así pues, esta alga tiene potencial como enmienda y/o sustrato puro para cultivo de *P. ostreatus*. El objetivo de este estudio es utilizar el sargazo como un sustrato no tradicional para el cultivo del hongo comestible de *Pleurotus ostreatus* (Jacq. Ex. Fr.) P. Kumm. (1871).

ANTECEDENTES

Generalidades de las algas

Las algas son una fuente significativa de recursos y juegan un papel importante en el enriquecimiento de la biodiversidad marina. Forman un grupo heterogéneo de organismos autótrofos fotosintéticos con complejidad morfológica y funcional. Se diferencian de las plantas superiores porque carecen de un sistema vascular, no tienen una raíz verdadera, tallo y hojas. Existen diferentes niveles de organización en las algas, pueden ser organismos unicelulares, cenobios o conjunto de células embebidas en un mucílago sin ningún tipo de división en la función que realizan; pueden ser coloniales o pueden ser una agrupación de células en un talo; otras son filamentos uniseriados (talos constituidos por hileras de células que pueden ser simples o ramificados). También existen talos formados por la unificación de filamentos que forman un pseudoparénquima, que, a diferencia del parénquima verdadero, estas no presentan un cambio en la división celular del talo. El filamento uniseriado es la unidad básica de construcción, a partir del cual se forma el talo por medio de diversas rutas (Collado-Vides & Braga, 1996). Algunas algas de tamaño grande tienen estructuras de anclaje denominado disco o rizoide, y este contiene al estípide. Las algas son considerados como los organismos más importantes de la cadena trófica del mar ya que son los principales productores de oxígeno del planeta, las algas marinas, generan condiciones de las que dependen otros organismos, sirven como sustrato o preparan el sustrato para otros organismos, y produce las microcondiciones necesarias para un nicho o refugio (Fenical, 1983). También tienen importancia como alimento, y algunos de sus compuestos son usados en diferentes industrias para la elaboración de productos (farmacéuticos, alimenticios, cosmetológica, etc.) (Aguirre-Cavazo, 2018).

La diversidad en tamaños va de 0.2 a 2.0 μm de diámetro hasta 60 m de altura, un ejemplo de este es el género *Macrocystis*, su ecología y colonización de diferentes tipos de hábitats, sus estructuras celulares, los niveles de organización y morfología, pigmentos, fotosíntesis, polisacáridos de estructura o almacenamiento, reflejan la variedad de sus orígenes evolutivos (Barsanti & Gualtieri, 2014). Las algas poseen variedad de colores debido a la diversidad de pigmentos fotosintéticos que estas tienen; por lo que se les ha clasificado por colores en algas verdes (Chlorophyceae), algas pardas (Phaeophyceae) y algas rojas (Rhodophyceae). Cuando la población de algas es muy abundante, pueden causar daños y muertes a los organismos que ahí habitan, estos crecimientos se dan por la contaminación, el aumento de nitrógeno y fósforo, lo que reduce la transparencia del agua causando la muerte de otros organismos fotosintéticos (Camargo & Alonso, 2007).

Phaeophyceae

Estas algas representan un componente importante de las zonas rocosas litorales y sublitorales en los ecosistemas templados y tropicales, son productores primarios y ofrecen hábitats a diversos invertebrados marinos (León-Álvarez & González, 1993; Mendoza-González *et al.*, 2018). Estas pueden ser filamentosas o talosas, pero nunca se encontrarán de forma unicelular. El pigmento predominante de esta familia es la fucoxantina, clorofila *a* y *c*, β -carotenos y xantofilas. Los tilacoides se encuentran asociados en grupos de tres. Como sustancias de reserva utilizan al manitol, laminarina y grasas. Las paredes celulares de estas algas contienen celulosa, sales de ácido algínico y alginatos (Barsanti & Gualtieri, 2014; Jiménez-Carmona & Hernández-Muñoz, 2007; Espinoza, 1990).

***Sargassum* sp.**

El sargazo es una macroalga parda de la familia de las Phaeophyceae, cosmopolita que flota libremente, conformando un hábitat natural que beneficia a un gran número de especies marinas. En México se han registrado 47 especies, siendo las más abundantes en los arribazones del Caribe Mexicano el *Sargassum fluitans* y *S. natans* (Rodríguez-Martínez *et al.*, 2019). Estas masas son el hábitat de peces, crustáceos artrópodos marinos, tortugas, entre otros. El cuerpo del alga o talo presenta una forma arbórea muy ramificada y de textura coriácea, posee numerosas hojas lanceoladas con un eje central prominente y varios ejes principales. Su talo es acuoso y de color pardo amarillento. En la base de cada hoja se desarrollan vesículas esféricas llamadas aerocistos que contienen gases que le favorecen a la flotación (Mateo-Cid, Mendoza-González, Aguilar-Rosas & Aguilar-Rosas, 2006). En época de huracanes, ciclones y tormentas tropicales, entre otros, el mar arroja a las costas toneladas de macroalgas, a este fenómeno se le conoce como arribazones (Pérez-Larrán, Torres & Flores-Fernández, 2019; Dreckmann & Senties, 2013). Debido a los vientos, estas mareas doradas son depositadas en las costas generando arribazones masivos de sargazo. Debido a estos fenómenos naturales se le puede considerar al sargazo como constituyente de una biomasa cautiva de gran consideración comercial.

Composición del sargazo

Las especies de *Sargassum* contienen una amplia gama de compuestos químicos y biológicamente activos, entre los que se encuentran proteínas, lípidos, carbohidratos (p. ej. polisacáridos sulfatados), fenoles, plastoquinona, florotaninos, fucoxantina, fucoidan, ácido sargaquinoico, sargacromenol, esteroides, terpenoides y flavonoides (Oyesiky & Egunyomi, 2014; Yende, Harle

& Chaugule, 2014). A continuación, se describen los principales componentes celulares del Sargazo.

Proteínas

Las algas marinas se caracterizan por su riqueza en ácido aspártico y glutámico, sin embargo, los aminoácidos de lisina, treonina, triptófano, cisteína y metionina se encuentran de manera limitada (Tiwari & Troy, 2015). Los estudios nutricionales han demostrado que las proteínas de algas son comparables a las proteínas vegetales (Becker, 2007), pero debido al desequilibrio de los aminoácidos puede ser una limitante a la aplicabilidad del sargazo como alimento. Aun así, se ha encontrado que las proteínas, péptidos y aminoácidos de las algas marinas han mostrado efectos bioactivos positivos en el tratamiento de la diabetes, el cáncer y el SIDA, así como en la prevención de enfermedades vasculares (Holdt & Kraan, 2011).

Polisacáridos

El sargazo puede contener hasta un 68% de polisacáridos (Tiwari & Troy, 2015). El contenido de polisacárido de las esferas flotantes de sargazo es del 57% (Oyesiku & Egunyomi, 2014). La composición de polisacáridos de las algas pardas es diferente a la de las plantas terrestres, siendo los principales: polisacáridos sulfatados, laminarina, alginatos y celulosa (Jung, Lim, Kim & Park, 2013).

Polisacáridos sulfatados. Los polisacáridos sulfatados de las algas marinas son químicamente muy diferentes a los de las plantas terrestres. Las algas pardas contienen principalmente fucanos sulfatados (fucoidanos). Estos compuestos son moléculas de refuerzo de la pared celular y otorgan protección contra la desecación cuando las mareas quedan expuestas a los vientos y rayos solares.

También están asociados a la regulación osmótica y iónica. Pueden representar el 40% o más del peso seco de las paredes celulares de estos organismos. Son compuestos viscosos que son susceptibles a la descomposición por ácidos y bases en dilución (García-Zamora, 2019). Se pueden encontrar unidos por medio de enlaces glucosídicos con galactosa, xilosa, glucosa y otros azúcares simples (Rodríguez-Jasso, Mussatto, Pastrana, Aguilar & Texeira, 2014). Los fucanos también pueden inhibir la infección viral de las células y la invasión de parásitos, mostrando actividad antipalúdica e inhibiendo otro parásito generalizado, *Toxoplasma gondii*, el cual es el vector de la enfermedad para la toxoplasmosis (Rodríguez-Jasso et al., 2014). Se ha demostrado que los polisacáridos sulfatados que tienen una masa molecular <30 kDa son los más activos biológicamente, mientras que los de masa molecular de 26–35 kDa bloquean carcinógenos y muestran propiedades antivirales (Rodríguez-Jasso, 2014). *S. natans* tiene un contenido de azufre de 1.4% en peso seco, y podría contener una cantidad de carbohidratos sulfatados que pueden tener un valor comercial potencial. Sin embargo, este contenido relativamente alto de azufre en el sargazo puede tener impactos ambientales negativos, ya que se traduce en algas putrefactas que produce mal olor y sulfuro de hidrógeno tóxico (Milledge *et al.*, 2015). El azufre orgánico en el sargazo se puede perder completamente de la biomasa al convertirse en sulfuro de hidrógeno en condiciones anaeróbicas (Milledge & Harvey, 2016).

Laminarina: Es el principal polisacárido de reserva en las algas pardas. El contenido varía dependiendo del hábitat y época del año en la que se encuentre. El contenido puede alcanzar hasta el 36% del peso seco del alga (Holdt & Kraan, 2011; Deville *et al.*, 2007). Este compuesto activo, es extraído del talo seco del alga. Se encuentra constituido por unidades de D-glucosa unidas por enlaces β -

(1-3) con ramificaciones de enlaces β -(1-6) con un grado de polimerización de entre 20 a 25 unidades de glucosa (Rupérez, Ahrazem & Leal, 2002). Alguno de los usos de este polisacárido es como fibra en la industria alimentaria (Deville *et al.*, 2004).

Alginatos: Es el componente principal de la pared celular de las algas pardas, y representan hasta el 40% del peso seco (Jung *et al.*, 2013). Son polímeros aprobados por la Administración de Drogas y Alimentos de los Estados Unidos (FDA, por sus siglas en inglés) y representan algunos de los biomateriales más importantes para diversas aplicaciones, no solo en las industrias de alimentos y cosméticos, sino también en la industria textil y para aplicaciones biomédicas (Sun & Tan, 2013). En todo el mundo la producción anual de alginato se ha estimado en 30,000 toneladas (Rehm, 2009), y los usos de alginatos han sido ampliamente revisados por Rehm (2009), Bixler *et al.* (2011), Holdt & Kraan (2011), y Sun & Tan (2013). *S. muticum* se ha utilizado para la producción de alginato, pero el rendimiento es relativamente bajo, 5%–11%, en comparación con 16%–30% para algas pardas explotadas comercialmente (González-López, Moure & Domínguez, 2012). Los alginatos son polímeros lineales formados por unidades de ácidos α -L-glucurónico (G), β -D-manurónico (M) unidos por enlaces glucosídicos 1-4. En estos compuestos existen diversas formas de enlaces glucosídicos, esto depende de la secuencia en la unión entre los monómeros, por esto, existen tres estructuras la G-G que es de estructura abultada o capsular en donde los enlaces carbonos se encuentran de manera axial en posición C-1, C-4, MM que forma una estructura plana cuyos enlaces de carbonos se encuentran en el C-1 y C-4, y el MG con forma de tipo escalera. Cuando los alginatos se extraen, se pueden encontrar de manera ácida o salina. En su forma ácida es conocida como ácido algínico, mientras que la forma salina es un componente de

la pared celular. Los alginatos son sales del ácido algínico que se encuentran en la pared celular y regiones intracelulares. Estos compuestos en su estado natural forman geles con iones de calcio (Ca^{2+}), sodio (Na^+), magnesio (Mg^{2+}), estroncio (Sr^{2+}) y bario (Ba^{2+}) cuya función es otorgar fuerza y flexibilidad al alga (Hernández-Carmona & Aguirre Vilchis, 1987; Hernández-Carmona, 1982). Dependiendo de la estructura que forme y la cantidad de iones que contenga serán las propiedades que los alginatos obtengan (Ayarza-León, 2014).

Celulosa: Se trata de un polisacárido compuesto por moléculas de glucosa unidad por enlaces β -1,4. Constituye del 3 al 7% de peso seco en composición celular (Dewinta *et al.*, 2020). Las paredes celulares del Sargazo se componen de al menos dos capas de celulosa, la cual sirve como esqueleto estructural del componente amorfo y mucilaginoso de la célula (Lee, 2008).

Lípidos

La biomasa de macroalgas generalmente tiene un bajo contenido de lípidos (0.3% –6%) (Milledge, Smith, Dyer & Harvey, 2014; Streefland, 2010), sin embargo, el contenido lipídico en *S. muticum* puede ser de hasta el 1.3%, mientras que *S. natans* es del 1% (Van-Ginneken, Helsper, de Visser, Van Keulen & Brandenburg, 2011). El contenido de lípidos de la biota mixta de esteras de sargazo de la península de Yucatán es de 2.5% (Oyesiku & Egunyomi, 2014).

Van Ginneken *et al.* (2011) encontraron que los lípidos de *S. natans* son particularmente ricos en ácido docosahexaenoico (DHA) ($\text{C}_{22:6}$) a 1 mg /g. El DHA se usa como suplemento en fórmulas infantiles y como suplemento dietético para adultos. Es esencial para el buen funcionamiento del cerebro, y para el desarrollo del sistema nervioso y las habilidades visuales durante los primeros seis meses de vida (University of Maryland Medical Centre, 2016).

El principal ácido graso de muchas algas es el ácido palmítico. Este constituye el 41% de los ácidos grasos en *S. natans* (Van-Ginneken *et al.*, 2011). En *S. muticum*, constituye el 21.5% de los ácidos grasos totales, y se ha demostrado que tiene actividad antimicrobiana (Gerasimenko, Martyyas, Logvinov & Busarova, 2014; Bazes *et al.*, 2009).

Compuestos inorgánicos.

El contenido de cenizas en el sargazo es del 9% al 44% en peso seco, por esto puede proporcionar minerales y oligoelementos que son beneficiosos tanto en fertilizantes como en alimentos para animales (Tiwari & Troy, 2015; Philippsen, 2013; Wang *et al.*, 2013). El crecimiento de las plantas costeras aumenta con el uso del sargazo como fertilizante, ya que es una fuente útil de nitrógeno, fósforo y potasio (Williams & Feagin, 2010).

Por otra parte, estas algas pueden acumular metales pesados del medio ambiente que alcanzan valores muchas veces más altos que sus concentraciones correspondientes en el agua de mar (Carro, Barriada, Herrero & de Vicente, 2015). *Sargassum* spp. incluyendo *S. natans* y *S. fluitans* han demostrado ser bioabsorbentes efectivos para una gama de metales pesados como cadmio (Ca), plomo (Pb) y oro (Au) (Mohapatra, 2015; Rubín, Rodríguez, Herrero & De Vicente, 2006).

Procesamiento del sargazo

El sargazo es colectado por medio del método de Scrabat, que consiste en un cribado mediante un sistema de rodillo con púas, en donde se levanta el alga sin arena. Este rodillo lleva al sargazo hacia el interior de la máquina donde es cribado y transportado hacia una tolvera donde se deposita (Mercadé-Mercadé 2019).

Se ha debatido ampliamente sobre cómo recolectar el sargazo para minimizar el daño a las playas (Doyle & Franks, 2015; De Schaun, 2015), pero parece haber poca información sobre el procesamiento de las mareas doradas después de la cosecha.

Limpieza y separación del sargazo

El sargazo de playa está compuesto no solo por *S. natans* y *S. fluitans*, sino que es una variada biota de epífitas, bacterias, microalgas e invertebrados, junto con cualquier contaminación marina que haya quedado atrapada. Una vez en la playa, el material orgánico comienza a descomponerse lo que puede ocasionar que no sean adecuadas para la alimentación de algunas especies marinas. La recolección de sargazo inmediatamente en alta mar puede eliminar gran parte de la descomposición, pero la variabilidad de la materia prima y el potencial de presencia de contaminantes permanece (Barbot, Thomsen & Benz, 2015).

Preservación

La naturaleza estacional de las mareas doradas requiere de un método para preservar el Sargazo, esto para proporcionar un suministro continuo (Rocca, Agostini, Giuntoli & Marelli, 2015; Ward, Lewis, & Green, 2014). Existen numerosos métodos utilizados en la alimentación y la agricultura para preservar los materiales orgánicos, pero dos métodos utilizados para preservar grandes volúmenes de material son el secado y el ensilado (Ward, Lewis, & Green, 2014).

Secado

La eliminación del agua de la biomasa de algas por evaporación es muy intensiva energéticamente, requiere un aporte de 2.6 MJ/kg para calentar el agua de 20 a 100 °C y evaporarla a presión atmosférica, el uso de combustibles fósiles para secar las algas es costoso, tiene un balance energético negativo y produce gases

de efecto invernadero no deseados (Milledge & Harvey, 2016). Por otra parte, la deshidratación generalmente usa menos energía que la evaporación, por esto, es preferible minimizar el contenido de agua de las algas antes del secado (Bruton, Lyons, Lerat, Stanley & Rasmussen, 2009).

El secado al sol es el método principal para secar las algas (Fudholi, Sopian, Othman & Ruslan, 2014). Este enfoque no requiere energía de combustibles fósiles, pero depende del clima y del volumen que se desee secar. El secado al sol en lugares tropicales puede demorar de 2 a 3 días en clima soleado, pero podría tardar hasta siete días en estaciones lluviosas (Valderrama, Cai, Hishamunda & Ridler, 2014). A pesar de estas limitaciones, los métodos solares son la opción de secado menos costosa, pero requieren grandes áreas ya que solo se pueden producir alrededor de 100 g de materia seca por cada metro cuadrado de superficie (Brennan & Owende, 2010).

El secado solar puede causar una desnaturalización considerable de los compuestos orgánicos en las algas (Indrawati, Sukowijoyo, Indriatmoko, Wijayanti & Limantara, 2015). La liofilización tiende a causar menos daños a los materiales orgánicos, pero es más costosa que el secado solar o convencional. (Indrawati *et al.*, 2015; Fellows, 2009; Molina-Grima, Belarbi, Acien-Fernández, Robles-Medina & Yusuf, 2003).

Ensilaje de Sargazo

La preservación de sargazo mediante el secado no es energéticamente viable (Milledge *et al.*, 2015) y el secado solar probablemente no sea práctico debido a las grandes áreas requeridas y las condiciones climáticas desfavorables que llegasen a ocurrir. Un método de conservación alternativo es el ensilado, el cual se ha utilizado para el almacenamiento de plantas forrajeras. En este proceso, la

fermentación del ácido láctico en condiciones anaeróbicas convierte los carbohidratos (solubles en agua) en ácidos orgánicos, principalmente en ácido láctico. Como resultado, el pH disminuye y la cosecha húmeda se conserva (Ashbell & Weinberg, 2001). Por lo general, las condiciones de ensilado se logran a partir de la fermentación anaeróbica espontánea del ácido láctico que es iniciada por bacterias presentes naturalmente en el recurso (Shinya & Yukihiro 2008).

Problemática actual del sargazo

El Mar de los Sargazos, llamado así debido a la abundancia de esta alga, es la mayor agregación con una biomasa total de 10 millones de toneladas (Lapointe, West, Sutton, Hu & Ryther, 2014). Alrededor de 1 millón de toneladas de sargazo sale del Golfo de México a través del Estrecho de Florida y entra al área del Mar de los Sargazos del Océano Atlántico anualmente (Duncan, 2013). En época de huracanes, ciclones y tormentas tropicales, el mar arroja en las costas toneladas de macroalgas (Gómez *et al.*, 2018; Dreckmann & Senties, 2013). Durante la inundación del Caribe en 2015, se arrojaron aproximadamente 10,000 toneladas de algas en las playas de las islas del Caribe diariamente (Beckles, 2015). Sin embargo, las inundaciones no se limitan al Caribe, sino que también ocurren en las playas del Golfo de México, la costa atlántica de los Estados Unidos y la costa de África occidental desde Marruecos (sur de Casablanca) hasta el golfo de Guinea (Oxenford, 2015; Schell *et al.*, 2015). Los grandes depósitos de esta macroalga no pueden ser aceptables para los usuarios de la playa, debido a que pueden tener efectos ambientales negativos (*p ej.* asfixiando organismos como las crías de tortuga) (Fiermonte, 2015; Laffoley *et al.*, 2011).

El sector turístico dejó una derrama económica de 29.2 mil millones de dólares en el Caribe en 2014, y contribuyó con más del 80% del PIB regional. Se informa

que los turistas evitan los centros turísticos afectados por los arribazones. Se ha descrito la inundación de las playas del Golfo de México y el Caribe como una crisis internacional y la mayor amenaza individual (BVI Government Information Service, 2015). Sin embargo, la eliminación del sargazo de las playas o la prevención de que llegue a las playas podría ser muy costosa. Se ha estimado que se necesitarían al menos \$ 120 millones de dólares para limpiar las inundaciones del sargazo en todo el Caribe, a comparación del presupuesto \$ 5 millones de dólares gastados en la limpieza de playas en México anualmente (Khan, 2016).

Usos del sargazo

El sargazo puede utilizarse con fines alimenticios y medicinales ya que es fuente de proteínas, fibra, antioxidantes, azúcares y vitaminas, en especial vitamina K y ácido fólico, ácidos grasos omega-3 y son bajos en calorías y grasas (Quitral *et al.*, 2012). Aparte de tener importancia nutricional también contienen sustancias activas como el fucoïdan, gliotoxina, laminarina y flavonoides. Debido a estos componentes es utilizado en la industria farmacéutica para la prevención de algunas enfermedades como el tiroidismo, síndrome metabólico, infecciones, entre otros. En un estudio reciente, evaluaron la capacidad antimicrobiana de los fucanos en varios microorganismos patógenos para el hombre, demostrando que debido a las cantidades encontradas ($52.86 \pm 0.64\%$ de fucosa y $29.26 \pm 0.83\%$ de sulfatos) presentaban potencial antibacteriano en contra de *Salmonella typhi* y *Vibrio cholera* (Marudhupandi & Kumar, 2013).

Respecto a estudios con fines industriales, la composición de los derivados de los ficocoloides presentes en estas algas tales como los alginatos, agar y carragenanos, son usados ampliamente en la industria alimentaria como espesantes de soluciones acuosas formando geles y productos estabilizantes,

como pasta de dientes, helados o nieves y mayonesas entre otros (Milledge, Nielsen & Bailey, 2016).

También se ha estudiado el uso de *Sargassum* sp., como una alternativa para reducir el contenido de colesterol en el huevo, por lo que se le incluyó esta alga a la dieta de gallinas ponedoras. En este estudio se observó que con esta dieta el colesterol del huevo se redujo notablemente y que el color de la yema se vio afectada de manera favorable (Casas-Valdez *et al.*, 2006; Velasco-González, Echavarría-Almeida, Sifuentes-Díaz de León & Casas-Valdez, 2013) .

Por otra parte, estudios realizados sobre extractos de *Sargassum* sp. cómo biofertilizante han demostrado el incremento en el crecimiento, rendimiento y la calidad de algunos cultivos agrícolas (Zermeño-Gonzalez *et al.*, 2018; Liu, Pang, Gao & Shan, 2013). Algunos elementos utilizados son el nitrógeno y el fósforo que actúan como fertilizantes mostrando efectos positivos tanto de crecimiento como biomasa en las plantas. Así mismo, se ha registrado que la presencia de ácido acético actúa como factor de enraizamiento en las plantas proporcionando un mejor sustrato con mejores nutrientes (Dreckmann & Senties, 2013; Milledge *et al.*, 2016). En otro estudio realizado por Zermeño-González *et al.*, (2018), donde se midió el efecto del extracto del alga sobre una plantación de vid, tuvo como resultado el incremento de la clorofila en las hojas de las plantas y no hubo afectación de ningún tipo en los grados Brix del jugo de los frutos. Higinio *et al.* (2016) utilizaron en su investigación al *Sargassum* sp. como un componente del sustrato para la producción de plántula de albahaca, observando efectos favorables en la altura, área foliar, biomasa fresca y seca de parte aérea y de la raíz, número de hojas, grosor de tallo y clorofila. Ellos mencionan que la adición de las algas marinas al sustrato puede ser una opción para la producción de plántulas debido a que aumentan el contenido de nutrientes y la producción de

materia sin provocar efectos indeseables al cultivo. El interés en las investigaciones para el uso de algas marinas como sustratos o fertilizantes es de los más notorios, debido a que estas crecen rápido, producen un gran volumen en biomasa y son fuentes de diversas sustancias con actividad biológica nutrimental (Uribe-Orozco *et al.*, 2018; Higinio *et al.*, 2016); un área de interés potencial es su uso como componente en sustratos para cultivo de setas. Los hongos de pudrición blanca, como *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) Kummer, se consideran agentes primarios de descomposición, ya que son capaces de degradar residuos agroindustriales o ricos en compuestos lignocelulósicos en su forma original sin haber pasado por un procesamiento químico o microbiológico (Forero, Hoyos & Bazante, 2008).

Generalidades de los hongos macromicetos

Los hongos en general son muy conocidos por su forma de paraguas con un sombrero más o menos circular y un eje o pie central que lo sostiene (Gaitán-Hernandez, Salmones, Pérez Merlo, & Mata, 2006). Los hongos son organismos heterótrofos, eucarióticos, portadores de esporas y aclorofílicos. Tienen estructuras somáticas ramificadas y filamentosas, rodeadas por paredes celulares compuestas por quitina y celulosa o ambos. Pueden tener un nivel de organización unicelular, pluricelular o dimórfico. En el caso de este último, el hongo presenta un cuerpo vegetativo unicelular o pluricelular dependiendo de las fases del ciclo biológico y las condiciones del medio en el que se desarrolla. El cuerpo vegetativo lleva el nombre de talo (Herrera & Ulloa, 1990); puede ser unicelular o plasmodial y en la mayoría de las especies es filamentososo y tiene dos porciones, una parte reproductiva y otra vegetativa (Cuevas & Moreno, 2016).

Las paredes celulares están formadas principalmente por quitina, en combinación con diferentes polisacáridos como hemicelulosa y en algunos casos lípidos

dependiendo al grupo taxonómico al que corresponda. Otros grupos pueden no presentar quitina, pero presentan celulosa como en los Oomycetes. Las paredes celulares son estratificadas y formadas por dos o más láminas de microfibrillas. (Cuevas-Cardona *et al.*, 2007)

Los hongos se desarrollan principalmente sobre troncos y materia orgánica en descomposición o sobre sustratos vegetales. En la naturaleza y bajo condiciones favorables de humedad y temperatura, el micelio se extiende sobre el sustrato, este se transforma en pequeños grumos que van aumentando de tamaño hasta formar el hongo (Gaitan-Hernandez, Salmones & Pérez Merlo, 2006).

Hongos comestibles

Los hongos comestibles son ampliamente consumidos alrededor del mundo, ya que poseen un excelente sabor, aroma y textura. Existe la posibilidad de que el consumo de hongos ha estado presente en la humanidad desde su origen, sin embargo, los primeros cultivos de hongos comestibles son relativamente recientes, dándose durante el siglo XIII (Gómez-Flores, Martínez-Ruíz, Enríquez-Anchondo, Garza-Ocañas, Najera-Medellin & Quiñonez-Martínez, 2019).

En México existen más de 300 especies de hongos comestibles, que se recolectan de los bosques, considerados para consumo o para comerciar durante la temporada de lluvias (julio a septiembre). Así mismo es productor y exportador de especies de hongos como *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus* y *Ustilago maydis* (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017). El monto anual de las operaciones comerciales supera los 200 millones de dólares, generando alrededor de 25,000 empleos directos e indirectos. La importancia ecológica de esta actividad económica radica en la utilización y reciclaje de más de 500,000 toneladas anuales de subproductos agrícolas, agroindustriales y forestales.

(Naranjo, Andrade, Herrera, Ávila, Almaraz & Gurrola, 2013). El interés por el cultivo comercial de hongos actualmente está en casi todos los estados de México y lo mismo está sucediendo en países de centro y Sudamérica, la producción comercial de hongos comestibles, medicinales y funcionales frescos en México es cercana a las 62 mil 374 toneladas (Naranjo *et al.*, 2013).

El género *Pleurotus*, presenta la propiedad de colonizar algunos sustratos como rastrojos u otros materiales de bajo costo y con alto contenido en lignina y celulosa, además de la hemicelulosa. Se caracteriza por romper enzimáticamente los enlaces y convertir metabólicamente estos compuestos, por ello son considerados como degradadores primarios de descomposición, porque son capaces de utilizar directamente los desechos de las plantas o materia orgánica en su forma natural, sin que hayan sido sujetas a algún proceso de degradación bioquímica o microbiológica previa (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017). Esta situación no sucede con el cultivo del género *Agaricus* (como el champiñón y portobello) y otras especies, en las que es indispensable el tratamiento y acondicionamiento previo de los sustratos, mediante la fermentación y composteo, de ahí que sean degradadores secundarios (Zied, Pardo, Álvarez-Ortí & Pardo-Giménez, 2018).

Pleurotus ostreatus

Es un hongo saprófito, perteneciente a la clase Basidiomycetes, orden Agaricales, que crece principalmente sobre sustratos lignocelulósicos. La clasificación taxonómica se aprecia a continuación:

Subdivisión: Eumicotina

Clase: Basidiomycetes

Subclase: Homobasidiomycetidae

Orden: Agaricales

Familia: Agaricaceae

Género: *Pleurotus*

Especie: *ostreatus*

Posee un sombrero o píleo redondeado cuya superficie es lisa, abombada y convexa cuando es joven, conforme crece este se va aplanando poco a poco. El borde no es completamente liso y al principio se encuentra enrollado. Su diámetro oscila entre 5 y 15 cm según la edad del cuerpo fructífero. El color es variado, desde gris claro hasta pardo, pero con el tiempo va alcanzando una coloración amarillenta (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

El himenio posee laminillas dispuestas radialmente que van desde el estípite hasta el borde, las cuales pueden ser anchas, espaciadas unas de otras o en ocasiones de manera bifurcadas, de color blanco o crema. Las esporas son pequeñas, oblongas, casi cilíndricas y forman esporadas de color blanco con tono lila a grisáceo (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

El estípite suele ser corto, un poco lateral oblicuo, ligeramente duro, blanco, con el principio de las laminillas en la parte superior. Este hongo puede crecer en forma aislada sobre una superficie horizontal o en grupo formando repisas (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

Estas setas son conocidas comúnmente como hongo ostra, y obtienen su alimentación por medio de la absorción del componente del sustrato, cuentan con capacidad de degradar el carbono, permitiéndoles colonizar y vivir de desechos de plantas cultivadas (Valencia-de Ita, Castañeda, Huerta-Lara & Romero-Arenas, 2019). Este hongo, en su ambiente natural, crece sobre árboles, tocones,

arbustos y otras plantas leñosas, alimentándose a costa de su madera degradándola mediante sus enzimas (Julian, Reyes & Eguchi, 2018). Este macromiceto en especial presenta una gran adaptación y tolera un amplio rango de temperaturas, así como una gran resistencia a plagas y enfermedades lo que hace que sea una de las primeras opciones para su cultivo (Valencia-de Ita *et al.*, 2019; Julian *et al.*, 2018). Los compuestos químicos de estos hongos son variables y dependen directamente del sustrato en donde se desarrollan. Este carpóforo comestible además de presentar propiedades funcionales importantes en la nutrición también presenta propiedades benéficas para el organismo entre las que destacan más la estimulación del sistema inmunológico, reducción del colesterol y niveles de glucosa, al igual que se le han atribuido una disminución en tumores y cáncer (Melgarejo, 2015).

*Ciclo reproductivo de *Pleurotus ostreatus**

El ciclo reproductivo de *P. ostreatus* dura de siete a ocho semanas aproximadamente, y durante este tiempo se da una sucesión de etapas que van desde la germinación de las esporas hasta la formación de los cuerpos fructíferos (Figura 1). El ciclo inicia cuando el cuerpo fructífero maduro libera sus basidiosporas (haploides), las cuales bajo las condiciones óptimas germinan, iniciándose el desarrollo de micelio vegetativo. Posteriormente, dos hifas de micelios compatibles se fusionan entre sí, originando el micelio reproductivo, dando así el origen del cuerpo fructífero o carpóforo que es la estructura especializada, diferenciada y diseñada para la producción y dispersión de las esporas. La primera etapa de desarrollo del carpóforo es el primordio; el cual posee un tamaño aproximadamente de 1-2 mm de altura, es de forma redonda y de color blanco. Conforme el primordio se alarga, se comienza a diferenciar en sus tres partes principales (píleo, estípite e himenio) (Olvera-García, Díaz-

Godínez, Sánchez, Álvarez-Cervantes, Martínez-Carrera & Díaz, 2017; Díaz-Godínez, 2015).



Figura 1. Ciclo reproductivo de *P. ostreatus*. Basidiosporas. Fuente: Sierra-Fernández, López-Díaz & García-Garbal.

Características metabólicas

Las especies del género *Pleurotus* son muy generalistas debido a que se desarrollan naturalmente en todos los climas, desde temperaturas frías a tropicales. Son hongos saprofitos que se desarrollan sobre la madera muerta causando la pudrición blanca (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

Pleurotus ostreatus posee una gran cantidad de enzimas como: celulasas, glucosidasas, proteasas, etc. las cuales le permiten degradar fácilmente materiales como la lignina y celulosa, por esto, los hongos del género *Pleurotus* puede utilizar gran variedad de sustratos para su cultivo. Para que este pueda desarrollarse exitosamente es importante que los sustratos presenten sustancias necesarias, tales como fuentes de carbono, nitrógeno, minerales, vitaminas, feromonas y elementos como el fósforo (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017). *P.*

ostreatus es una especie quimio-heterótrofa, ya utiliza las reacciones químicas de oxidación de los compuestos orgánicos como fuente de energía y, como fuente de carbono usa materia orgánica (Acevedo-Cárdenas, 2017).

La fuente de nitrógeno puede ser orgánica proveniente de aminoácidos, o inorgánica a partir de nitratos y sulfato de amonio. También es de importancia que exista una fuente rica de micronutrientes como las vitaminas y minerales (hierro, cobre, magnesio, sodio, entre otros) (Acevedo-Cárdenas; Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

Valor nutricional

Mediante técnicas de análisis de alimentos se ha determinado que *P. ostreatus* posee de un 10.5 a 30.5% de proteínas de su peso seco y se considera de muy buena calidad, ya que dispone de nueve aminoácidos esenciales, contando a la leucina y lisina, que son ausentes en la mayoría de los cereales (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017; Mintesnot *et al.*, 2014; Ahmed *et al.*, 2013).

Por otra parte, los hongos ostra son una fuente significativa de vitaminas como la tiamina, riboflavina, niacina y de ácido ascórbico. En cuanto a los ácidos grasos, el 56% corresponde al ácido oleico, mientras que el resto se encuentra dividido entre el ácido palmítico (16%) y ácido esteárico (24%) (Sunday *et al.*, 2017; Zahidet *et al.*, 2010). Además, posee minerales como el calcio, hierro, fósforo y sodio (Sunday, Aniekanabasi & Magu, 2017; Ahmed *et al.*, 2013).

Presenta también un elevado contenido de vitaminas como tiamina (B1), riboflavina (B2), piridoxina (B6) y cobalamina (B12), actúa además como fuente importante de calcio y fósforo (Varnero *et al.*, 2010; Breene, 1990).

Pleurotus ostreatus es un hongo que además de presentar las propiedades nutrimentales anteriormente mencionadas, se ha demostrado que su consumo

apoya en la estimulación del sistema inmunológico, reducción del colesterol y niveles de glucosa, al igual que se le han atribuido la disminución en algunos tipos de tumores y cáncer (Palacios-Pola, Caballero-Roque, Zeta-Caloca, Meza-Carrillo, 2018). En el Cuadro I, se muestra el contenido de nutrimentos que *P. ostreatus* presenta (Clavijo, 2008).

Cuadro I. Compuestos nutricionales de *Pleurotus ostreatus* (Clavijo, 2008).

Compuestos nutricionales	<i>Pleurotus ostreatus</i>, (Porción de 100 g)
Calorías	26.00
Proteínas (g)	1.80
Lípidos (g)	0.30
Ac. Grasos insaturados (g)	0.07
Ω-3 (g)	0.13
Ω-6 (g)	0.03
Colesterol (g)	0.00
Hidratos de carbono (g)	4.00
Fibra (g)	2.50
Agua (g)	91.40
Calcio (mg)	9.00
Hierro (mg)	1.00
Magnesio (mg)	14.00
Yodo (μg)	3.00
Zinc (mg)	0.10
Sodio (mg)	5.00
Potasio (mg)	470.00
Fósforo (mg)	115.00
Selenio (μg)	9.00
Tiamina (mg)	0.10
Riboflavina (mg)	0.41

Niacina (mg)	4.60
Vitamina B6 (mg)	0.10
Ácido fólico (mg)	23.00
Vitamina B12 (mg)	0.00
Vitamina C (mg)	4.00
Vitamina A (mg)	0.00
Vitamina D (mg)	0.00
Vitamina E (mg)	0.12

Cultivo de hongos en México

En México se cultivan diferentes tipos de hongos, entre los más importantes se encuentra *A. bisporus* (champiñón) y *P. ostreatus*. El primero ocupa el primer lugar en producción y consumo a nivel mundial (Sánchez & Royse, 2017). Por otra parte, la producción de *P. ostreatus* debido a su popularidad en consumo ha tenido un impacto directo en el desarrollo de biotecnología para mejorar el cultivo e incrementar sus propiedades nutricionales (Romero-Arenas *et al.*, 2018)

Para el cultivo del hongo se debe tomar en cuenta el tipo de sustrato a utilizar y se debe ser cuidadoso en los cuidados para evitar contaminación y obtener un buen producto (Flores-Montes De Oca & Contreras-Trujano, 2012).

Importancia del sustrato para el cultivo de hongos

El desarrollo de los hongos tiene ciertos requerimientos importantes y específicos, y estos son los que determinan el estado de producción del hongo. Un aspecto importante al momento de cultivar el hongo es de controlar las condiciones del cultivo para tratar de asegurar una buena eficiencia biológica y un hongo de buena calidad alimentaria. Por todo esto es de gran importancia conocer la composición química de los sustratos en donde se desarrollará el

hongo, ya que no todos contienen la cantidad de compuestos necesarios para lograr esto, lo que ocasiona una baja productividad o eficiencia biológica (Flores-Montes De Oca & Contreras-Trujano, 2012)

Cultivos y sustratos para la producción de hongos

Generalidades de los sustratos utilizados

El material sobre el cual el micelio se desarrolla es llamado “sustrato”. Las propiedades (físicoquímicas) de este determinan qué hongos y en qué condiciones se pueden desarrollar. Algunos hongos pueden desarrollarse bajo un rango amplio de sustratos, mientras que otros son muy selectivos. La selectividad de un sustrato depende de los nutrientes, acidez, capacidad de aireación, contenido de agua, etc. disponibles en él (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

Sustratos para el cultivo de hongos

A través de los años se han desarrollado diferentes técnicas con diferentes tipos de sustrato para el cultivo de los hongos (Picornell, Pardo-Giménez, Navarro & Gea, 2017). Por lo general se utiliza el mismo tipo de técnicas básicas, adecuando las condiciones de humedad, temperatura, seleccionando el tipo de sustrato con los requerimientos nutrimentales y pH adecuadas para cada hongo (Picornell, Pardo-Giménez, Navarro & Gea, 2017; Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo & Mata, 2006). Para Castañeda Ruiz *et al.* (2006), los materiales que contienen celulosa son los más usados para el cultivo de los hongos. Los sustratos mayormente usados son los desechos agrícolas y forestales, el empleo de estos compuestos reduce el costo de la producción de hongos y obtienen un valor agregado al finalizar el proceso de la producción. Entre los sustratos más utilizados se encuentran el aserrín de diferentes tipos de madera, rastrojos de

paja de arroz, maíz, cáscara de arroz, algodón, paja de trigo, semillas de sorgo, hojas de palmas, plátano, pulpa de papel, café, salvado de trigo, bagazo de caña de azúcar, hojas, entre otros (Picornell, Pardo-Giménez, Navarro & Gea, 2017).

*Sustratos para el cultivo de *Pleurotus ostreatus**

Pleurotus ostreatus, se destaca por ser un hongo que puede utilizar una gran variedad de materiales como sustratos para desarrollarse, debido a su rápido crecimiento micelial y su sistema de enzimas que pueden biodegradar casi todos los tipos de residuos disponibles (Mata, Salmones & Savoie, 2017).

Unos de los primeros trabajos experimentales para el cultivo de *P. ostreatus* fue sobre troncos de madera, técnica que se fue extendiendo en el resto de Europa. El proceso solía emplear trozos de troncos de árboles de madera blanda que eran cortados en tamaños menores de 50 cm al final del invierno. A estos troncos se les realizaban orificios o incisiones laterales en donde el micelio era incubado, posteriormente estos orificios son tapados con papel o adhesivos de papel. Terminado este proceso los troncos eran resguardados por algunas semanas en zanjas cubiertas. Cuando comenzaron a salir los primeros primordios, los troncos eran removidos del sitio y colocados en sitios húmedos. Esta técnica de fungicultura tenía una duración de máximo cinco años y obtenían una producción que iba de los 100 a 150 kg por metro cúbico de madera (García-Rollan, 1985). A raíz de esto se comenzaron a buscar técnicas para mejorar el aumento de la rentabilidad, incrementando los rendimientos y/o productividad para así obtener mayor cantidad y calidad de hongos. Como resultado de esto, se comenzó a utilizar el sustrato de paja de trigo, que hasta la fecha es uno de los sustratos más usados por su bajo costo, poco tiempo de fructificación (14 a 30 días) y buenos rendimientos en producción.

Actualmente el cultivo de *P. ostreatus* se realiza sobre sustratos preparados con residuos agroindustriales, tales como la paja de trigo, centeno o cebada, pulpa de café, hojas usadas en la extracción de aceites esenciales y el bagazo de caña de azúcar (Varnero *et al.*, 2010).

Se han realizado diversos estudios para comparar la eficiencia biológica (EB, capacidad del hongo en usar el sustrato y transformarlo en tejido fúngico) de *P. ostreatus* en diferentes tipos de sustratos. En el Cuadro II se resumen algunos de los distintos materiales que se han empleado para cultivar el hongo, se logra observar en general que los rastrojos de trigo, alfalfa, tomate, maíz, cebada, plátano y café obtienen valores mayores al 100% en EB, haciéndolos aptos para el cultivo del hongo. También es importante destacar que la combinación de dos materiales distintos, como en el caso de rastrojos de paja y alfalfa incrementa hasta en un 50% la EB. Finalmente, esto demuestra el potencial que tiene el hongo para transformar desechos agroindustriales en un producto alimenticio, lo que se traduce en ganancias económicas y reducción de contaminación por acumulación, quema o putrefacción de estos residuos. En general un buen sustrato debe tener por lo menos los siguientes componentes: celulosa, hemicelulosa y la lignina (Portilla-Segura *et al.*, 2019).

Cuadro II. Sustratos y eficiencia biológica en el cultivo de *Pleurotus ostreatus*.

Tipos de sustrato	Eficiencia biológica (%)	Referencia
Paja de trigo	128.70	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Paja de cebada	102.20	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Rastrojo de maíz	64.30	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Pajita de frijol	46.84	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Alfalfa deshidratada	35.13	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018

Paja de trigo con alfalfa deshidratada	179.40	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Paja de cebada con alfalfa deshidratada	133.23	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Rastrojo de maíz con alfalfa deshidratada	120.91	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Pajilla de frijol con alfalfa deshidratada	84.11	Romero-Arenas <i>et al.</i> , 2018
Hoja de plátano	184.59	Romero-Arenas, Lezama, Nayeli, & Specia, 2013
Pulpa de café arábica	168.00	García-Oduardo, Bermudez-Savon & Serrano-Alberni, 2011
Cáscara de cacao	84.00	García-Oduardo, Bermudez-Savon & Serrano-Alberni, 2011
Cáscara de coco	95.00	García-Oduardo, Bermudez-Savon & Serrano-Alberni, 2011
Viruta de cedro	67.00	García-Oduardo, Bermudez-Savon & Serrano-Alberni, 2011
Bagazo de café deshidratado	119.24	Romero-arenas, Lezama, Nayeli, & Specia, 2013
Paja de arroz	62.85	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016
Paja de sésamo	76.96	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016
Rastrojo de algodón	96.83	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016
Rastrojo de tomate	118.50	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016
Pulpa de limón	5.00	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016

Pulpa de cardamomo	113.64	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016
Bazago de maguey	73.70	Piña-Guzmán, Nieto-Monteros & Robles-Martínez, 2016

Otro aspecto importante para considerar es el tratamiento de desinfección que se le dará al material que será usado como sustrato. Generalmente se trabaja con pasteurización a temperaturas de 70-80°C durante cuatro horas, por ser un método sencillo y disponible para la mayoría de los productores (Mesquita & Ribeiro, 2008). Sin embargo, se han reportado diferentes métodos de desinfección para el cultivo y mejora en el rendimiento de la producción de *P. ostreatus*. Jaramillo & Albertó (2013) y Khan (2009) mencionan diversos tratamientos como esterilización en autoclave, pasteurización con vapor, inmersión en agua caliente y tratamiento químico, los cuales eliminan hongos y bacterias competitivos.

Atila (2016) estimó cuál de los métodos de desinfección anteriormente mencionados fue efectivo en cuanto al rendimiento de la producción de carpóforos de *P. ostreatus*; comparó cinco diferentes tratamientos: pasteurización (60, 80 y 100°C), desinfección química (formaldehído al 1%) y esterilización en autoclave. Los resultados mostraron que los sustratos esterilizados tardaban menos días en ser colonizados por el micelio, así como en la producción final de carpóforos, aunque para este último los resultados fueron estadísticamente similares a aquellos pasteurizados a 80 y 100° C. Por otra parte, la EB y la producción total de carpóforos (g/kg) fue superiores en sustratos pasteurizados a 80°C. La desinfección química y pasteurización a 60°C presento valores menores en EB y productividad total de *P. ostreatus*.

Cultivo de *Pleurotus ostreatus* en sustratos a base de algas.

El uso de algas como sustratos para producir hongos comestibles ha sido poco utilizado, principalmente por la utilización de estas en otros sectores como la producción de biocombustibles y la preferencia de residuos agrícolas que pueden ser conseguidos con mayor facilidad. Sin embargo, se ha demostrado que la incorporación de estas al sustrato resulta en una mayor concentración en metales traza como sodio (Na) y potasio (K), los cuales son beneficioso para la salud humana, así mismo, se ha reportado un incremento de hasta un 22% en el rendimiento del cultivo y concentraciones de proteína cruda en comparación con hongos producidos en sustratos convencionales de arroz o trigo (Kasiko-Hasiku & Mapumbwa, 2018).

Uno de los primeros experimentos que incluyó algas como sustrato para el crecimiento de hongos fue Adyananto (2007), quien evaluó la eficiencia del crecimiento de carpóforos de *Auricularia polytricha*, *P. ostreatus* y *Ganoderma lucidum* utilizando residuos del alga *Gracillaria* spp. como sustrato; *P. ostreatus* y *G. lucidum* fueron capaces de degradar el sustrato, desarrollar micelio y fructificar en tratamientos con el 100% de composición algal.

En otro estudio realizado por Kaaya, Kadhila-Muandingi, Lofty & Mshigeni (2012), utilizaron como sustrato a *Laminaria schinzii* y se reportó que la composición óptima de esta macroalga en el sustrato para el cultivo del hongo era del 10%, debido a que mejoró el crecimiento total de carpóforos y la biomasa obtenida; concentraciones mayores suprimieron el crecimiento del micelio e inhibición de la producción de carpóforos.

Actualmente no se han registrado estudios formales sobre el uso del *Sargassum* sp. como fuente de sustrato para el cultivo de *P. ostreatus*. La aparición repentina,

rápida propagación y acumulación de esta alga en el Caribe Mexicano, así como los daños ecológicos y pérdidas económicas para la industria turística del, lo convierten en un recurso potencial explotable en la fungicultura.

HIPÓTESIS

Existen diferencias significativas entre los tratamientos de pasteurización y esterilización, así como el efecto del alga *Sargassum* sp., como sustrato en la eficiencia biológica y productividad de *Pleurotus ostreatus*.

El contenido de cenizas, proteína y sodio será mayor en los cuerpos fructíferos de *Pleurotus ostreatus* a base de *Sargassum* sp., como sustrato que los cultivados con paja tradicional.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la eficiencia biológica y valor nutricional de *Pleurotus ostreatus* cultivado a base de *Sargassum* sp. y paja convencional, comparando entre dos tratamientos térmicos y proporciones en el cultivo de esta especie de hongo.

Objetivos específicos

Estimar la producción de *P. ostreatus* a partir del número de carpóforos y biomasa obtenida.

Comparar la eficiencia biológica y tasa de producción del hongo en las diferentes combinaciones de sustratos, a través del peso fresco y tiempo de cosecha obtenido.

Comparar el valor nutricional del hongo cosechado a través del análisis proximal y contenido de sodio de *P. ostreatus* en las diferentes combinaciones de sustrato.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención y preparación de los sustratos

El sargazo se colectó directamente en un área arenosa de la ciudad de Cancún, Quintana Roo, México, se deshidrató mediante secado solar y se almacenó en costales de nylon (33x66 cm) para luego ser enviado en una caja de cartón a Cd. Juárez, Chihuahua por vía terrestre; una vez en el laboratorio de Biodiversidad, el alga se almacenó en un espacio fresco, oscuro y seco hasta su uso. Por otra parte, la paja de trigo se obtuvo del Lienzo Charro de Ciudad Juárez, Chihuahua, México. Tanto la paja como el alga fue utilizado en su totalidad.

Obtención del inóculo de *Pleurotus ostreatus*

El grano de sorgo inoculado con micelio activado de *P. ostreatus*, se adquirió por medio de la empresa comercial HONCOP S.A. de C.V. El micelio se refrigeró a una temperatura de 4°C hasta su posterior uso.

Hidratación de los sustratos

Los sustratos se colocaron por separado en tarjas y se mantuvieron por 24 horas en hidratación con agua potable, esto con la finalidad de aumentar la humedad al menos a un 70% y ablandar el material (Valencia-de Ita *et al.*, 2019). Una vez transcurrido el tiempo se drenó el agua y se retiró el exceso de esta de las algas.

Pasteurización

Para este proceso se emplearon ollas metálicas con capacidad de 15 a 20 L. Se colocó un volumen de 5 L de agua destilada y se llevó a 80°C. Una vez alcanzada la temperatura deseada los sustratos fueron colocados dentro de estos recipientes, cada uno por separado, por un tiempo de dos horas a una temperatura constante de 75 a 85 °C la cual fue monitoreada por medio de un

termómetro, esto es con la finalidad de evitar un el aumento excesivo de la temperatura ya que esto puedan modificar la composición química de los sustratos. Este paso es uno de los más importantes ya que elimina todos los microorganismos indeseables para el cultivo hongos. Concluido el tiempo de pasteurización, los sustratos fueron trasladados a una mesa de acero inoxidable previamente esterilizada con hipoclorito de sodio (10%) para su extendido y enfriamiento (Sánchez & Royse, 2017; Gaitan-Hernandez, Salmones & Pérez Merlo, 2006).

Esterilización

Este proceso permite la destrucción total de organismos y microorganismos patógenos no deseados. Este método emplea una combinación de temperatura, humedad (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017). El proceso se realizó con una autoclave de vapor (All America®, mod. 25x) a 120 °C y 15 lb de presión durante 20 min. Una vez concluido el proceso, el sargazo estéril se extendió en una mesa de acero inoxidable previamente esterilizada, para su enfriamiento.

Determinación de pH de los sustratos

El pH es el logaritmo negativo de la actividad de los iones de hidrógeno, es decir la concentración de los iones de hidrógeno presentes es un medio. El pH fue medido con un potenciómetro (Hannah Instrument, mod. HI991002). Es de importancia evaluar este parámetro ya que cuando los valores son superiores a 7 o inferiores a 5, genera retrasos en el crecimiento micelar, y, por lo tanto, producción ineficiente de carpóforos; para motivos de este estudio se omitió el uso de carbonato de calcio (CaCO_3) ya que este tiende a homogenizar el valor del pH (Motato & Mejía 2006; Sánchez & Royse, 2001).

Los resultados para la determinación de pH en cada sustrato utilizado se observan en el Cuadro III. En general se encontró que los tratamientos con algún porcentaje de Sargazo tienden a elevar el pH de niveles ligeramente ácidos a alcalinos; alcanzando un rango de 8.00 a 8.25 cuando se encuentra en porcentajes mayores al 50% en composición del sustrato. Este comportamiento puede atribuirse a la gran cantidad de sales que se encuentran de manera natural en el Sargazo.

Cuadro III. Valores de pH en cada tratamiento evaluado.

Tratamiento	pH	
	Pasteurizado	Esterilizado
100P	6.38	-
75P:25S	7.00	8.10
50P:50S	8.01	8.07
25P:75S	8.25	8.00
100S	8.25	8.25

Inoculación de los sustratos

El micelio almacenado a 4-8 °C fue aclimatado por una hora, a temperatura ambiente (26 °C). La inoculación se llevó a cabo en condiciones asépticas; el equipo fue esterilizado con una solución de hipoclorito de sodio (NaClO) al 10%, por otra parte, el material (navajas, pinzas, espátulas y cucharas) se esterilizaron con una autoclave de vapor por 20 min. Los guantes, bata, cubre boca, ligas de amarre y bolsas empleadas para el empaquetamiento del sustrato e inoculación se esterilizaron con luz ultravioleta durante 45 minutos, con el fin de maximizar la higiene y limpieza del trabajo y así disminuir los riesgos de contaminación.

Los sustratos fueron extendidos en las mesas estériles para su enfriamiento. Se pesaron 700 g de sustrato en una balanza analítica (Detectp, mod. T5KP), posteriormente fue colocado en bolsas de plástico transparente de 30 x 40 cm. A cada sustrato se le agregó 210 g de micelio. La inoculación consistió en ir alternando una capa de sustrato con una capa de semilla de sorgo con micelio de *P. ostreatus*, distribuyéndolo de manera homogénea y en las orillas de la bolsa, hasta terminar con las cantidades pesadas (cinco a seis capas), finalmente fueron cerradas con ayuda de una liga de corcho y rotuladas con el nombre del tratamiento y fecha de inoculación. Los sustratos embolsados fueron colocados en bolsas negras de plástico previamente estilizadas para favorecer la adaptación del micelio y comenzar su propagación a través del sustrato.

Los tratamientos utilizados se muestran a continuación:

- 25% de *Sargassum* sp. con 75% de paja de trigo (75P:25S).
- 50% de *Sargassum* sp. con 50% de paja de trigo (50P:50S).
- 75% de *Sargassum* sp. con 25% de paja de trigo (25P:75S).
- 100% de *Sargassum* sp (100S).
- 100% Paja (Control) (100P).

Transcurridas 3 h después de la siembra, a cada bolsa con sustrato se le realizaron 22 orificios de 1 cm de para permitir el intercambio gaseoso. Los orificios se realizaron con una navaja esterilizada.

Incubación

Los tratamientos previamente inoculados fueron trasladados a un área de incubación, la cual consistió en una alacena de madera y en condiciones de oscuridad; esta fue previamente desinfectada con una solución de hipoclorito de sodio al 10%.

Las bolsas permanecieron en el área de incubación por un periodo de 30 a 76 días, con una temperatura de 23°C a 25°C. Estos fueron monitoreados diariamente para evaluar el desarrollo del micelio y en caso de contaminación (crecimiento de microorganismos no deseados), poder detectarlos y desecharlos a tiempo.

Fructificación y cosecha

Una vez que el micelio colonizó en su totalidad los sustratos y se observó la aparición de los primeros primordios, las bolsas con sustrato fueron trasladadas a un área de fructificación con iluminación diaria de 8 h y se colocaron en anaqueles de plástico de tres pisos con ranuras para favorecer la aireación. Dentro del área se colocaron recipientes con agua para mantener la humedad (80-93%) y se realizaron riegos diarios con aspersión de agua destilada. Se mantuvo una temperatura de 24 a 26 °C (López-Rodríguez, Hernández-Corredor, Suárez-Franco & Borrero, 2008; Gaitán-Hernández *et al.*, 2006).

Cuando los carpóforos maduraron se retiraron del sustrato cortándolos desde la base del píe con una navaja estéril, esto se realizó antes de que el sombrero comenzara a enrollarse o cuando los carpóforos comenzaban a presentar manchas por oxidación. Estos fueron pesados y contabilizados. Posteriormente se realizó la toma de las medidas morfométricas (diámetro y largo del sombrero y píe). Finalmente, se colocaron en bolsas Ziploc® rotuladas y fueron colocadas en congelación (-20 °C) hasta su posterior uso.

Determinación de los parámetros de productividad

Se registró el periodo de duración (días) para la colonización del micelio, así como el tiempo de aparición de los primeros primordios y de las cosechas que se realizaron. Se evaluaron los parámetros del tamaño de los cuerpos fructíferos, se

realizaron y registraron las medidas del sombrero (diámetro), y del estípite (largo) mediante una regla graduada de 30 cm. Se utilizó una técnica de clasificación a base de frecuencias por cuartil para generar cuatro categorías para estos componentes del carpóforo medidos (Cuadro IV). Los valores se tomaron de acuerdo con las medidas típicas que presentan los carpóforos comerciales desarrollados en sustratos a base de paja.

Cuadro IV. Clasificación obtenida para el diámetro del pileo y largo del pie

Grupo	Diámetro del pileo (cm)	Largo de pie (cm)
I	Menor de 1.36	Menor 0.29
II	1.37 a 2.22	0.30 A 0.79
III	2.23 a 4.46	0.80 A 2.55
IV	Mayor de 4.47	Mayor de 2.56

Determinación de la Eficiencia biológica

Para la obtención de la eficiencia biológica, primero se obtuvo el peso fresco total de los cuerpos fructíferos de las dos cosechas producidas por cada sustrato. Una vez finalizado el tiempo de cosecha el sustrato se dejó secar en su totalidad por medio de la exposición directa de la luz solar y el medio ambiente, finalizado este proceso se tomó el peso del sustrato, para así obtener la eficiencia biológica por medio de la Ecuación 1 (Flores-Montes De Oca & Contreras-Trujano, 2012)

Ecuación 1

$$EB = \frac{Pfc}{Pss} * 100$$

Donde:

EB: Eficiencia biológica en porcentaje

Pfc: Peso fresco de los carpóforos

Pss: Peso seco del sustrato

Determinación de la Tasa de Producción

Para la obtención de la tasa de producción (TP) se utilizó los días totales de las cosechas y la EB obtenida. La TP se obtuvo mediante la Ecuación 2 (Jaramillo-Mejía & Albertó 2019).

Ecuación 2

$$TP = \frac{\text{Eficiencia Biológica}}{\text{Total de días}}$$

Análisis proximal

El análisis proximal consiste en un análisis gravimétrico que determina el porcentaje de humedad, grasa, ceniza, proteína y carbohidratos totales principalmente. En primer lugar, se tomaron 50 g de cada y se sometieron a un procesador de alimentos (Nutribulet®) hasta que las muestras quedaron completamente molidas y homogeneizadas, para después ser colocadas en frascos de vidrio y someterlas a congelación a -20 °C para su posterior análisis.

Determinación de humedad

La humedad se determinó por el método de secado en estufa (NMX-F-083-1986) (Diario oficial de la Federación 1986). Esta técnica se basa en la pérdida de peso por medio de la evaporación del agua. Para esto, se pesaron las cápsulas de porcelana a peso constante en una balanza analítica (Pioneer®, modelo Ohaus), en cada cápsula se pesaron aproximadamente 10 g de cada muestra, y se realizaron tres repeticiones por ejemplar, posterior a esto las cápsulas fueron nuevamente pesadas y se registró el peso. A continuación, las muestras fueron

colocadas en un desecador para que la humedad del ambiente no afectara las muestras y se transportaron a una estufa (Furance[®], modelo 47900) a 105 °C por 12 h. Finalizado el tiempo las cápsulas con las muestras ya deshidratadas fueron colocadas en un desecador por 45 min hasta que estas alcanzaran la temperatura ambiente de 21 a 25 °C. Por último, se registró este último peso de la cápsula con la muestra seca para así calcular el porcentaje de humedad. Se determinó en porcentaje por medio de la Ecuación 3 (Gómez-Flores *et al.*, 2019).

Ecuación 3

$$\% \text{ Humedad} = \left(\frac{P - P_1}{P_2} \right) * 100$$

En donde:

P= peso del recipiente con la muestra húmeda en gramos.

P₁= Peso del recipiente con la muestra seca en gramos.

P₂= Peso de la muestra en gramos.

Determinación de las cenizas totales

El contenido de cenizas se realizó por medio del procedimiento de calcinación en mufla (NMX-F-066-S-1978) (Secretaría de Comercio y Fomento Nacional, 1961). En este método se calcina la materia orgánica y solo quedan los residuos inorgánicos. Para realizarlo primero se registra el peso de los crisoles de porcelana que se encuentran a peso constante, con una balanza analítica (Pioneer[®], modelo Ohaus), a continuación, se introdujo a cada crisol 2 g de la muestra previamente preparada y se colocaron en una parrilla eléctrica (Cimarec[®]), se realizaron tres repeticiones de cada muestra elaborada hasta que se carbonizaron y dejaron de emanar humos, posteriormente se colocaron en

una mufla (Furnace[®], modelo 47900) a 550 °C durante 10 h. Terminado este tiempo los crisoles se ubicaron dentro de un desecador hasta que alcanzó temperatura ambiente de 21 a 25 °C para poder pesarlos en la misma balanza analítica y registrar el peso obtenido. El porcentaje de cenizas se determinó con la Ecuación 4 (Gómez-Flores *et al.*, 2019).

Ecuación 4

$$\% \text{ Cenizas} = \left(\frac{P - P1}{M} \right) * 100$$

En donde:

P= peso en gramos del crisol con las cenizas.

P1= peso en gramos del crisol vacío.

M= peso de la muestra en gramos.

Determinación de grasa

Las grasas crudas se determinaron por medio del método de Soxhelt (AOAC, 2000). Este se basa en la extracción de las grasas por medio de los disolventes orgánicos como el hexano. En este procedimiento se colocaron en un papel filtro 0.5 g aproximadamente de cada muestra previamente seca y estos se colocaron en dedales de celulosa, se realizaron tres repeticiones de cada muestra. Para la extracción del contenido lipídico se utilizaron vasos de aluminio a peso constante a los cuales se le agregaron 50 mL de hexano (ACS, HYCEL[®]) (NMX-F-089-S-1978). La extracción de estas grasas se realizó con el equipo Soxtec[™] (modelo Foss 2043) que se encuentra programado a 130 °C. Como primer paso el hexano se lleva a punto de ebullición estando en contacto con los dedales de celulosa que contienen las muestras por 40 min. Como siguiente paso las muestras se lavaron mediante reflujo por 1 h 30 min con el hexano Finalmente el hexano se

condensa y recupera. Los residuos de hexano en la muestra se eliminaron por evaporación a 105 °C durante de 30 min. Cuando este proceso ha finalizado, los vasos de aluminio se retiraron y se colocaron en un desecador por 30 min, hasta alcanzar la temperatura ambiente de 21 a 25 °C. Los vasos se pesaron en la balanza analítica y se registraron los pesos. El porcentaje de grasa cruda se obtiene mediante la Ecuación 5 (Gómez-Flores *et al.*, 2019).

Ecuación 5

$$\% \text{ Grasas (BS)} = \left(\frac{m2 - m1}{M} \right) * 100$$

En donde:

m2=peso en gramos de los vasos de extracción más la grasa obtenida.

m1=peso en gramos de los vasos de extracción vacíos.

M= peso en gramos de la muestra.

Determinación de proteína

Este parámetro se realizó por medio del método de Kjeldahl (AOAC, 2000), que se basa en la destrucción de la materia orgánica por medio de la oxidación que esta contiene, posteriormente la muestra contenida se reduce de nitrógeno orgánico a amoníaco (NH₃) por medio de la ebullición del ácido sulfúrico (H₂SO₄). El amoníaco es retenido como bisulfato de amonio ((NH₄)HSO₄) que es el resultado de la destilación alcalina y la titulación.

Este análisis se divide de la siguiente manera: en la primera etapa de digestión se colocaron 0.5 g de la muestra en tubos para digestión Kjeldahl, a los que se le agregó una tableta de mezcla digestora (CuSO₄·5H₂O 16.6%, Na₂SO₄ 83.4%) y 10 mL de ácido sulfúrico. Los tubos se calentaron hasta que la solución cambió

a color verde claro, posteriormente se dejaron enfriar y se adicionaron 20 mL de agua destilada. En una segunda etapa, para la destilación se utilizaron matraces Erlenmeyer a los que se les agregó 6 mL de ácido bórico al 4% y cuatro gotas del indicador Shiro Toshiro, utilizando el equipo de destilación rápida (Labconco®, mod. 65200). El material digerido se neutralizó con hidróxido de sodio al 50% y posteriormente se realizó la destilación. Para la última etapa de titulación se usó ácido clorhídrico 0.1 N valorado y se registró el volumen de ácido clorhídrico gastado. En todas las muestras analizadas se contó con una muestra blanco, en la cual se adicionaron los reactivos anteriormente mencionados a excepción de las muestras fúngicas. El porcentaje de proteína se obtuvo empleando la Ecuación 6.

Ecuación 6

$$\% \text{ Proteína} = \left(\frac{V * N (\text{valorado}) * 0.014 * 100}{M} \right) * 6.25$$

En donde:

V= Volumen de ácido clorhídrico 0.1 N en la titulación

N= Normalidad valorada del ácido clorhídrico (0.1009978)

0.014= Miliequivalentes del nitrógeno

M= Gramos de muestra

6.25= Factor de conversión

Determinación de los carbohidratos

Los carbohidratos totales se determinaron por el método de diferencia (AOAC, 2000), que consiste en sumar cenizas, grasas y proteínas para después restarle a 100% el resultado de la suma (AOAC, 2000) (Gómez-Flores *et al.*, 2019).

Ecuación 7

$$\% \text{ de Carbohidratos} = 100\% - (\% \text{Humedad} + \% \text{Ceniza} + \% \text{grasa} + \% \text{proteína})$$

Determinación de cloruro de sodio (NaCl)

Para la cuantificación de sodio se recurrió al método de Mohr (NMX-F-150-S-1981) (Diario oficial de la federación, 1981). Este se basa en la titulación de la muestra, donde los cloruros que contiene se valoran con una solución de nitrato de plata (AgNO_3), empleando dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) como indicador.

Para esto se utilizaron 0.150 gr de cenizas de *P. ostreatus* por proporción y tratamiento térmico, se colocaron en un matraz Erlenmeyer de 250 mL (Pyrex®) al cual se le adicionaron 76 mL de agua destilada con una probeta, posteriormente se colocaron en una parrilla eléctrica (Cimarec®) por 15 min hasta alcanzar el punto de ebulición, finalizado este tiempo, el matraz se dejó reposar hasta que alcanzó una temperatura de 50 a 55 °C, se adicionó 1 mL de dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) para que a continuación puedan ser valorados. Por último, se tituló cada muestra y se registró el volumen del nitrato de plata utilizado. Para la titulación se consideró una muestra blanco para así cuantificar la cantidad de cloruros contenidos en las muestras, y para ello se utilizó la Ecuación 8.

$$\% \text{ de NaCl} = \frac{0.0585 * N (V1 - V0)}{m} * 100$$

$$g \text{ NaCl} = (\% \text{ NaCl} * \% \text{Cenizas})/100$$

$$Na = (NaCl * 22.99)/58.44 = \frac{g Na}{100 g de muestra}$$

$$mg Na = g Na * \frac{1000 mg}{1 g} = \frac{mg Na}{100 g de muestra}$$

Ecuación 8

Donde:

N= Normalidad de la solución de nitrato de plata.

V1= mL gastados de nitrato de plata en la titulación.

V0= mL gastados de nitrato de plata en el ensayo del blanco.

m= Masa en gramos de la muestra empleada.

0.0585= miliequivalente de cloruro de sodio.

Análisis estadístico

Se realizó un diseño en bloques completamente al azar, empleando los distintos sustratos como tratamientos y el proceso de pasteurización/esterilización como bloques. En primera instancia se determinó la normalidad de los datos con una prueba de Kolmogorv-Smirnov y la homogeneidad de varianza con el estadístico de Levene ($p > 0.05$). Posteriormente se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y una prueba múltiple de medias de Tukey para determinar si existen diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos evaluados. El análisis se llevó a cabo con el paquete estadístico XLSTAT (ver. 2021.3.1). Las pruebas fueron aplicadas para las variables: Colonización del micelio, aparición de primeros primordios, productividad, morfometría, EB, análisis proximal y cantidad de sodio.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tiempo de colonización

Se obtuvo colonización en todos los tratamientos evaluados, así como determinar diferencias significativas entre estos ($p \leq 0.05$) (Figura 2); los tratamientos con una respuesta significativamente menor a los demás fueron 75P:25S, 50P:50S y 25P:75S tanto esterilizados como pasteurizados, por lo que el método de desinfección no tiene efecto sobre el tiempo en que tarda el micelio en colonizar.

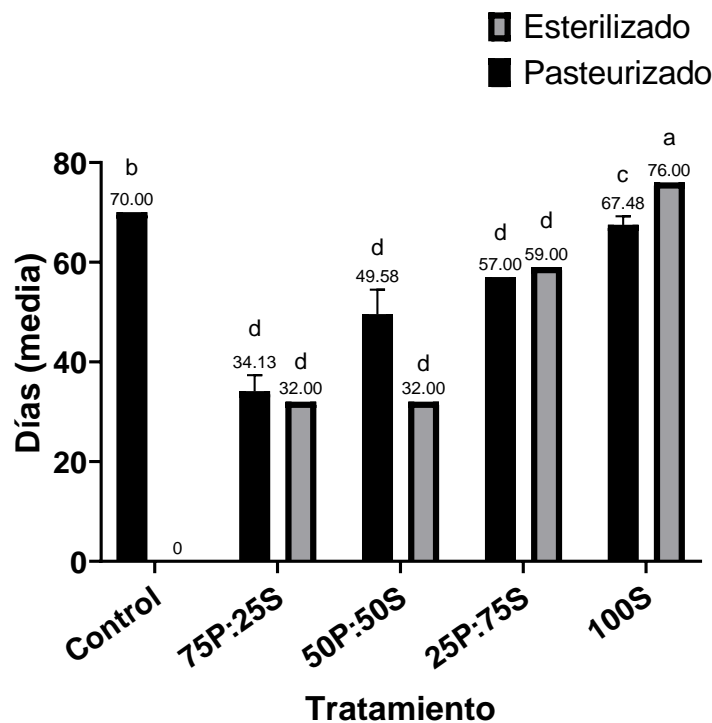


Figura 2. Días de incubación del micelio de *Pleurotus ostreatus* para cada tratamiento. Valores medios \pm DE. Letras diferentes indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$).

Esto podría deberse a que someter a procesos térmicos con altas temperaturas (121 °C para la esterilización y 80 °C en pasteurización) rompe las paredes celulares del sargazo y la paja liberando así los compuestos lignocelulósicos, permitiendo una utilización más eficiente de estos por parte del micelio (Jaramillo-Mejía & Albertó, 2019). La excepción a este comportamiento fue el sustrato esterilizado 100S, ya que fue colonizado de manera más lenta, esto pudo deberse a varios factores, entre ellos la elevada concentración de sales y el alto contenido proteico del sargazo (Barba-Chávez & López-Cruz, 2017).

Tiempo de cosecha

En todos los tratamientos se obtuvieron hasta dos cosechas, con excepción de 100S (tanto pasteurizado como esterilizado) y 50S:50P esterilizado donde se obtuvieron tres. En el Cuadro V se registra el periodo en días para cada cosecha después de la aparición de los primordios. Se logra apreciar que para los tratamientos pasteurizados los días transcurridos para la primera cosecha fueron menores en comparación con los tratamientos esterilizados. El tratamiento 75P:25S fue en el que se registraron menores días en obtención de carpóforos ($\mu=7$ días).

El menor tiempo requerido para lograr las dos cosechas fue para el tratamiento pasteurizado 25P:75S ($\mu=14$ días). De los tratamientos que alcanzaron tercera cosecha, 100S pasteurizado tuvo el menor periodo de espera ($\mu=29.00$ días).

Diversos estudios realizados mencionan tiempos de cosecha que van desde los ocho hasta 25 días (Pineda-Insuasti *et al.*, 2014), en general todos los tratamientos pasteurizados alcanzaron la primera cosecha en este rango, siendo 75P:25S el único en encontrarse debajo del tiempo estándar. Se observaron resultados similares a los reportados por Atila (2016), quien menciona que la

pasteurización permite mantener una carga de microorganismos que auxilian al micelio de *P. ostreatus* a descomponer y absorber con mayor rapidez los componentes del sustrato sin actuar como competidores directos; mientras que en procesos de esterilización en autoclave, la biota microbiana es eliminada por completo, haciendo que el trabajo de descomposición sea llevado a cabo completamente por el micelio, en muchos casos retardando el proceso (Varnero, Quiroz & Álvarez, 2010).

Cuadro V. Tiempo de cosecha de cada tratamiento y repetición después de la aparición de los primeros primordios.

Tratamiento	Primera cosecha	Segunda cosecha	Tercera cosecha
Pasteurizado			
100P	11.60 ± 4.38	37.54 ± 2.19	-
75P:25S	7.00 ± 0.00	21.89 ± 2.73	-
50P:50S	8.18 ± 6.24	20.49 ± 0.57	-
25P:75S	9.16 ± 3.20	14.27 ± 2.19	-
100S	9.00 ± 0.00	21 ± 0.00	29.00 ± 0.00
Esterilizado			
75P:25S	35.91 ± 2.82	48.82 ± 4.47	-
50P:50S	30.00 ± 0.00	40.00 ± 0.00	51.00 ± 0.00
25P:75S	34.66 ± 0.57	47.42 ± 5.77	-
100S	30.00 ± 0.00	42.00 ± 0.00	50.00 ± 0.00

* Valores medios ± DE.

Parámetros de productividad

Peso de la producción

No se identificaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre la mayor parte de los tratamientos con respecto al control y el proceso de desinfección a pesar de las notorias diferencias de hasta casi 100 g entre algunos casos, esto es explicado por la gran variabilidad de los datos (Figura 3).

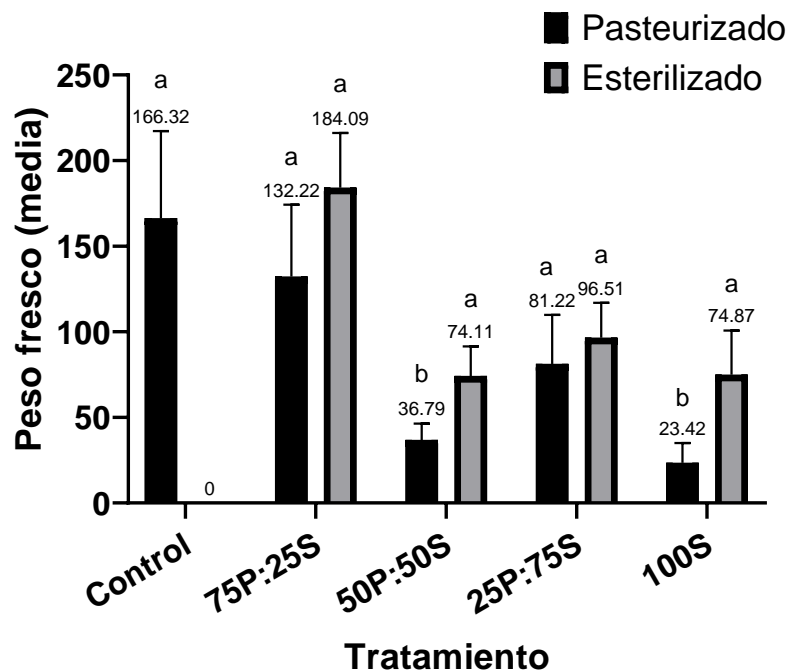


Figura 3. Peso fresco de los carpóforos cosechados de *Pleurotus ostreatus* para cada tratamiento. Valores medios \pm DE. Letras diferentes indican diferencia significativa a $p \leq 0.05$.

Los tratamientos esterilizados presentaron en general mayores valores que los pasteurizados, y del mismo modo, los tratamientos con menor cantidad de sargazo (75P: 25S) generaron la mejor respuesta en esta variable.

En general solo los resultados de los tratamientos 75P: 25S concuerdan con lo reportado por Moran-Arellanos *et al.* (2020), quienes obtuvieron un peso carpóforal que oscilaba entre los 97.00 g a 187.37 g en sustratos a base de rastrojo de frijol, paja de trigo y cascarilla de huaxin (*Leucaena leucocephala*), aunque son superiores a los encontrados con sustratos alternos a base de pulpa de calabaza (35 g) y fruto de pixoi (*Guazuma ulmifolia*) (Moran-Arellanos *et al.*, 2020).

Total de carpóforos

La producción total de carpóforos frescos de los nueve tratamientos fluctuó entre los 40.96 (50P:50S pasteurizado) a 152.72 (50P:50S esterilizado) (Figura 4) y no se determinaron diferencias significativas ($p > 0.05$). La tendencia muestra que los tratamientos esterilizados, sobre todo los que tienen menor cantidad de Sargazo en proporción (75P: 25S y 50P: 50S) presentan el mayor peso promedio.

Generalmente, los materiales lignocelulósicos como la paja de trigo son bajos en proteínas y nutrientes minerales, y esto podría explicar el mayor rendimiento en tratamientos a los que se les agregó sargazo, el cual es rico en proteínas y minerales. Aunque la suplementación de sustratos de hongos con materiales ricos en nutrientes y minerales (p. ej. salvado de trigo) se ha utilizado ampliamente para aumentar el rendimiento (Rizki & Tamai, 2011), la proporción no debe ser demasiado alta debido a la posibilidad de una reducción de este; (Alananbeh *et al.*, 2014). Esto último podría explicar la disminución en el rendimiento (peso fresco y cantidad de carpóforos) que se observó cuando la proporción de incorporación de algas se incrementó a niveles de 75 y 100%, ya que las algas podrían haber aportado demasiada proteína cruda, lo que puede ser perjudicial para el crecimiento del micelio (Bellettini *et al.*, 2016).

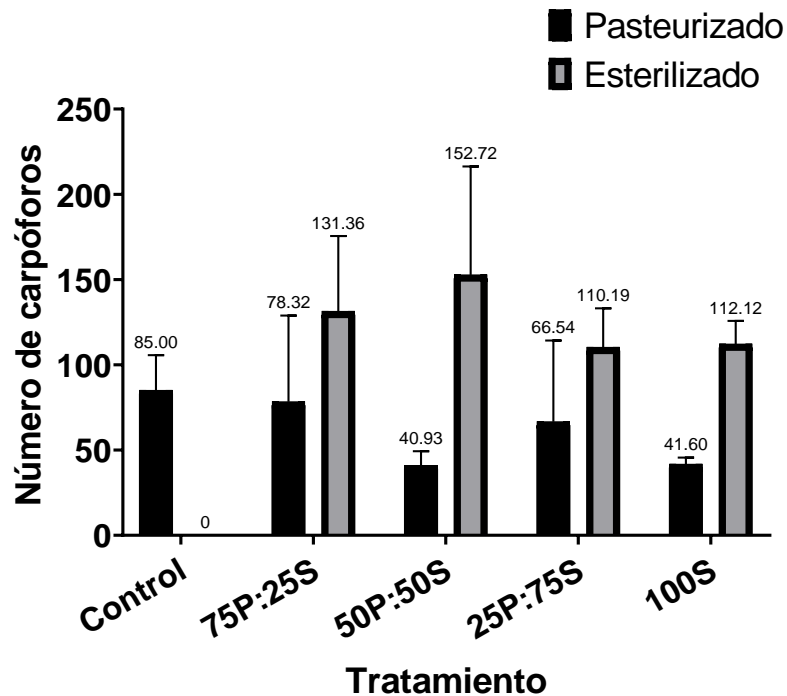


Figura 4. Total de carpóforos efectivos colectados de *Pleurotus ostreatus* para cada tratamiento. Valores medios. No se identificaron diferencias significativas entre tratamientos ($p > 0.05$).

Además, a niveles más altos de incorporación de algas, el crecimiento y desarrollo de los hongos puede verse afectado por la alta concentración de sales como Na, Ca y K (Kaaya *et al.*, 2012), que aumentan el pH fuera de niveles adecuados para el crecimiento del micelio (superiores a 8.2) (Guillén-Navarro, Márquez-Rocha & Sánchez-Vázquez, 1998) (Cuadro III).

Eficiencia biológica y tasa de productividad

Los tratamientos esterilizados 50P:50S y 25P:75S, así como el pasteurizado 75P:25S obtuvieron EB mayores al 100%, lo cual demuestra que *P. ostreatus* es un buen degradador de sustratos a base de sargazo y es capaz de producir

carpóforos a partir de estos. El resto de los tratamientos presentaron valores medios (50-40%) a bajos (<40%) (Figura 5). Obodai *et al.* (2003) mencionan que la EB de *P. ostreatus* se encuentra en un rango de 0-61% en una variedad de residuos lignocelulósicos. En general un bajo índice de eficiencia biológica se atribuye al agotamiento de los nutrientes en el sustrato y la forma en la que el inóculo los asimiló, también influye la procedencia y la cepa del hongo (Cardona, 2001).

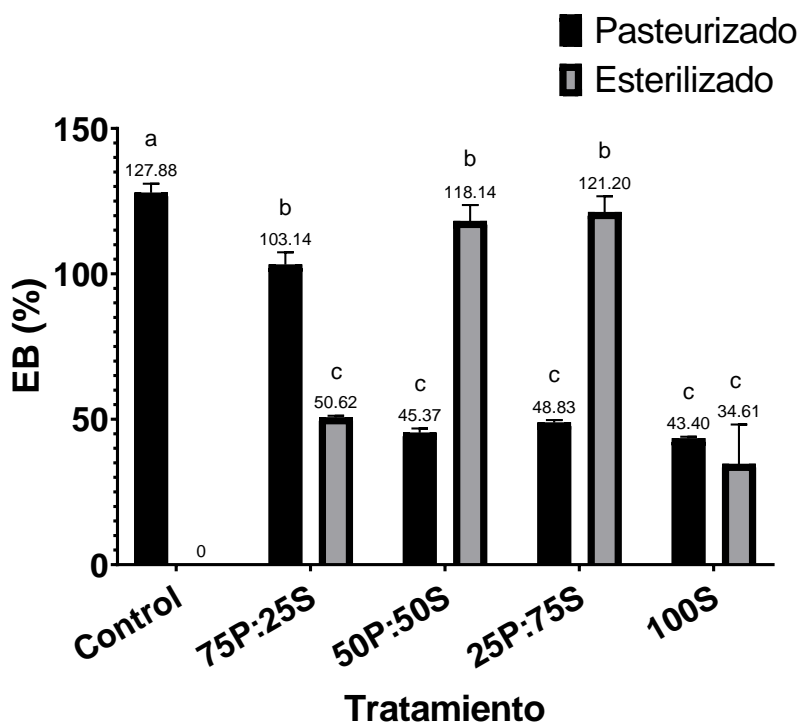


Figura 5. Eficiencia Biológica de *Pleurotus ostreatus* para cada tratamiento. Valores medios \pm DE. Letras diferentes indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$).

En todos los tratamientos la EB fue estadísticamente menor que el control ($p \leq 0.05$) y se observa que por sí solo el sargazo (S100) es un sustrato inferior a la paja en cuanto a eficiencia. Sin embargo, también se pueden observar resultados

positivos al mezclar ambos sustratos, en éste la adición de sargazo en bajas proporciones (tratamiento P75: 25S) cuando es pasteurizado arroja EB similares al control, por otra parte, para mezclas mayores de sargazo (50 y 75%) fue necesaria la esterilización del sustrato para observar un aumento en la EB (Figura 5). Se ha discutido con anterioridad que la adición de algas aporta proteínas y minerales que se encuentran en bajas cantidades en la paja por sí sola, del mismo modo, se ha mencionado que la proporción no debe ser demasiado alta debido a la posibilidad de reducción del crecimiento (Alananbeh *et al.*, 2014; Rizki & Tamai, 2011); Hausiku *et al.* (2018) recomiendan una proporción no superior al 20%, aunque los autores utilizaron una mezcla algal (verdes y pardas), mientras que Kaaya *et al.* (2012) reporta una tasa de incorporación de algas (*Laminaria shinzii*) del 10% como el de mayor rendimiento en EB. Además, a niveles más altos de incorporación de algas, el crecimiento y desarrollo de los hongos puede verse afectado por la alta concentración de sales (Na, Ca y K) y alcalinización del pH (Kaaya *et al.*, 2012).

Jaramillo-Mejía & Albertó (2019), demostraron que los sustratos esterilizados permitían una mejor colonización y desarrollo de los hongos, aumentando así la eficiencia biológica, ya que el sustrato aporta de forma más accesible los carbohidratos y otros nutrientes que el hongo puede disponer, además, este proceso térmico elimina en su totalidad cualquier organismo vivo que el alga pudiera haber traído y que hubiese podido competir por los nutrientes del sustrato (Vega & Franco, 2013).

Se han reportado TP que varían del 0.90 al 1.75 para *Pleurotus* spp. cultivados en distintos tipos de paja (trigo y cebada) (Jaramillo-Mejía & Albertó, 2019; Valencia de Ita *et al.*, 2018; Salmones *et al.*, 1997), los cuales son consistentes con los valores presentados por el control. En los tratamientos evaluados se

puede observar que la TP tiende a disminuir a medida que la proporción de sargazo aumenta en los tratamientos pasteurizados, es decir es menor en los tratamientos 100S y 25P:75S, la mayor TP se encontró en el tratamiento pasteurizado 75P:25S (TP=1.84), indicando nuevamente que la adición de algas a sustratos convencionales de paja tiene un efecto favorable, incluso más que el control (Figura 6).

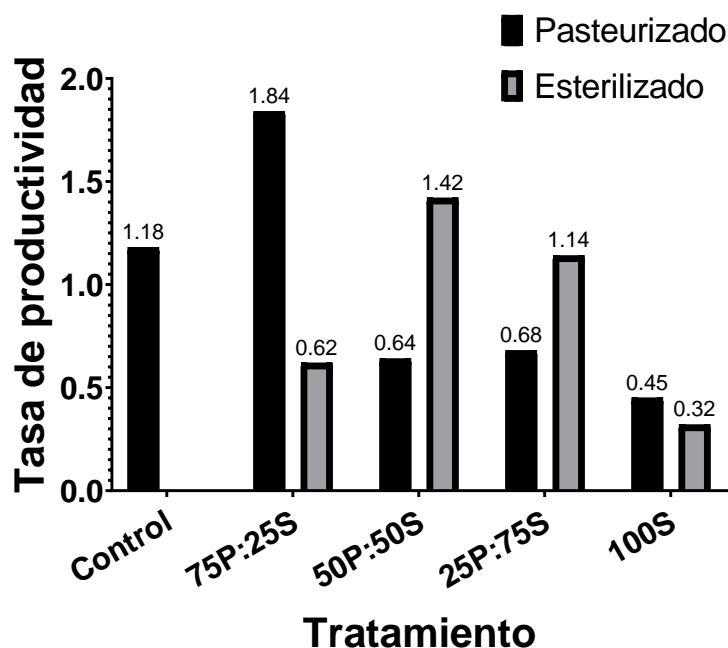


Figura 6. Tasa de productividad de *Pleurotus ostreatus*. Cantidad de días para tratamientos pasteurizados: Control (108), 75P:25S (56), 50P:50S (70), 25P:75S (71), 100S (96). Cantidad de días para tratamientos esterilizados: 75P:25S (81), 50P:50S (83), 25P:75S (106), 100S (105).

En cuanto a los tratamientos esterilizados la tendencia no fue parecida, se determinó que el tratamiento 25P:75S tiene mayor TP, mientras que 100S tuvo la tasa más baja en producción. Con estos resultados se puede plantear que la esterilización podría tener una mejora en la TP carpoforal, sin embargo, y a pesar

de que se observa un aumento en la TP para los sustratos esterilizados, la cantidad en días totales de producción de *P. ostreatus* es mayor en los tratamientos esterilizados.

Parámetros morfométricos

Esta variable se reporta en función del diámetro del píleo y largo del estípite de los carpóforos obtenidos. Como se mencionó anteriormente, los carpóforos obtuvieron alta variabilidad en su morfología, incluyendo longitud, por lo que los datos se reportan a modo de datos agrupados.

Se observaron características morfológicas anormales en los carpóforos cosechados de aquellos tratamientos que contenían alguna proporción de sargazo (p. ej. láminas fusionadas o indiferenciadas, píleos irregulares y pérdida rápida en humedad en carpóforos pequeños) (Figura 7). Estas características no coinciden con las descritas para los carpóforos obtenidos en sustratos lignocelulósicos convencionales y que se contrastan con los obtenidos en el control (Flores-Montes de Oca, & Contreras-Trujano, 2012).

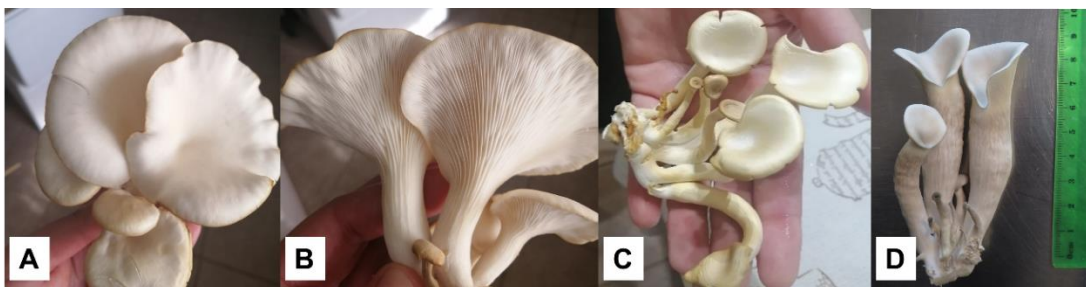


Figura 7. Morfología carpóforal de *P. ostreatus*. A) Sombreros obtenidos en el tratamiento 100P, se observan con buen porte, curvados y de buen tamaño; B) Himenio de carpóforos obtenidos del tratamiento 100P, se observan láminas equidistantes y decurrentes; C) Carpóforos obtenidos del tratamiento pasteurizado 25P:75S, se observa tamaños pequeños, sombreros rotos, secos y pies alargados; D) Carpoforos obtenidos en el tratamiento esterilizado 100S, con carpóforos amorfos (trompetoides) sin sombrero definido, laminas fusionadas y pies alargados.

Diámetro del píleo

Las frecuencias de carpóforos de acuerdo con las categorías de tamaño para el diámetro del píleo se muestran en la Figura 8. En general para todos los tratamientos se observa una mayor cantidad en carpóforos con un diámetro de píleo menor a 1.36 cm (Grupo I) (114 a 303 para tratamientos pasteurizados y de 295 a 580 para esterilizados). Se logra observar que la frecuencia de hongos disminuye progresivamente entre las categorías, particularmente en los hongos con un tamaño mayor a los 4.4 cm (IV).

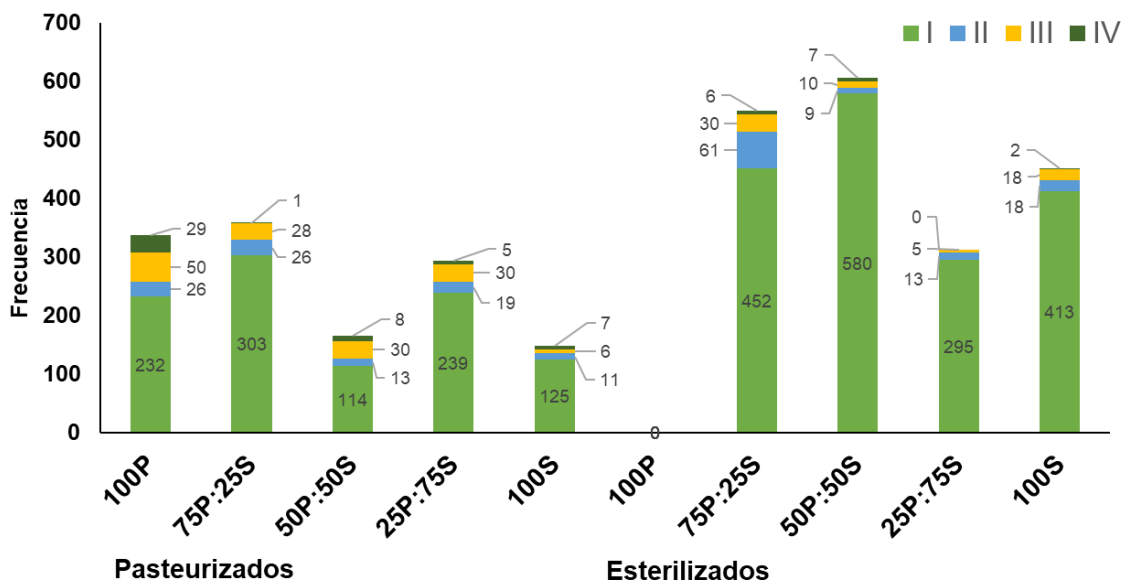


Figura 8. Frecuencia de carpóforos de acuerdo con las clases de tamaño para el diámetro del píleo. I: <1.36 cm; II: 1.37-2.22 cm; III: 2.23-4.46 cm; IV: ≥4.47.

De acuerdo con la literatura, es común encontrar carpóforos efectivos (mayores a 5 cm) en rangos de 5 a 30 unidades en sustratos de 2 kg compuestos por paja de trigo (Andires & Vasilica, 2017; Hoa *et al.*, 2015), lo anterior concuerda con los

resultados del control, los tratamientos pasteurizados 50P:50S, 100S y esterilizados 75P:25S y 50P:50S.

La tendencia muestra que someter a esterilización los sustratos da un efecto positivo para la producción de carpóforos en todas las categorías asignadas, ya que se mostró un aumento en la frecuencia de todas las categorías. Del mismo modo, los tratamientos con menor proporción de sargazo (75P:25S y 50P:50S, esterilizados) generaron mayor cantidad de carpóforos, incluyendo en los efectivos (grupo IV).

En cuanto al diámetro promedio para cada grupo (Cuadro VI), se determinaron rangos de 0.26 a 0.49 cm en el grupo I; 1.59 a 1.82 cm para el grupo II; 2.76 a 3.34 cm en el grupo III, y 4.80 a 6.64 en grupo IV.

Cuadro VI. Medida promedio del diámetro de los carpóforos obtenidos. I: <1.36 cm; II: 1.37-2.22 cm; III: 2.23-4.46 cm; IV: ≥4.47.

Grupo	100P	75P:25S	50P:50S	25P:75S	100S
Pasteurizado					
I	0.44±0.32	0.44±0.30	0.41±0.26	0.38±0.32	0.40±0.29
II	1.72±0.22	1.82±0.28	1.83±0.26	1.59±0.20	1.75±0.23
III	3.31±0.62	3.11±0.55	3.06±0.45	2.99±0.56	3.30±0.82
VI	5.99±1.17	4.84±0.00	5.32±0.60	6.20±1.02	5.81±1.22
Esterilizado					
I	-	0.49±0.31	0.26±0.21	0.27±0.25	0.30±0.26
II	-	1.72±0.24	1.81±0.31	1.72±0.17	1.80±0.25
III	-	2.76±0.62	3.01±0.63	3.34±0.55	3.24±0.61
VI	-	6.64±1.85	6.07±1.02	-	4.80±0.38

* Valores medios ± DE.

Los rangos para este último, el que se considera más importante por su atractivo comercial, concuerdan con lo reportado por Jonathan *et al.* (2012) quienes obtuvieron longitudes promedio del píleo que oscilaban entre los 4 a 8 cm

utilizando sustratos a base de paja de trigo, rastrojo de arroz, algodón y aserrín de *Milicia excelsa*. Del mismo modo, Atila (2016) reportó medidas del diámetro del píleo que oscilaban entre 4.64 cm y 7.28 cm en paja de trigo.

Largo del estípite

De acuerdo con las categorías asignadas para el largo del estípite podemos encontrar la mayor frecuencia de hongos dentro de los Grupos III y VI en general para tratamientos pasteurizados y esterilizados (Figura 9).

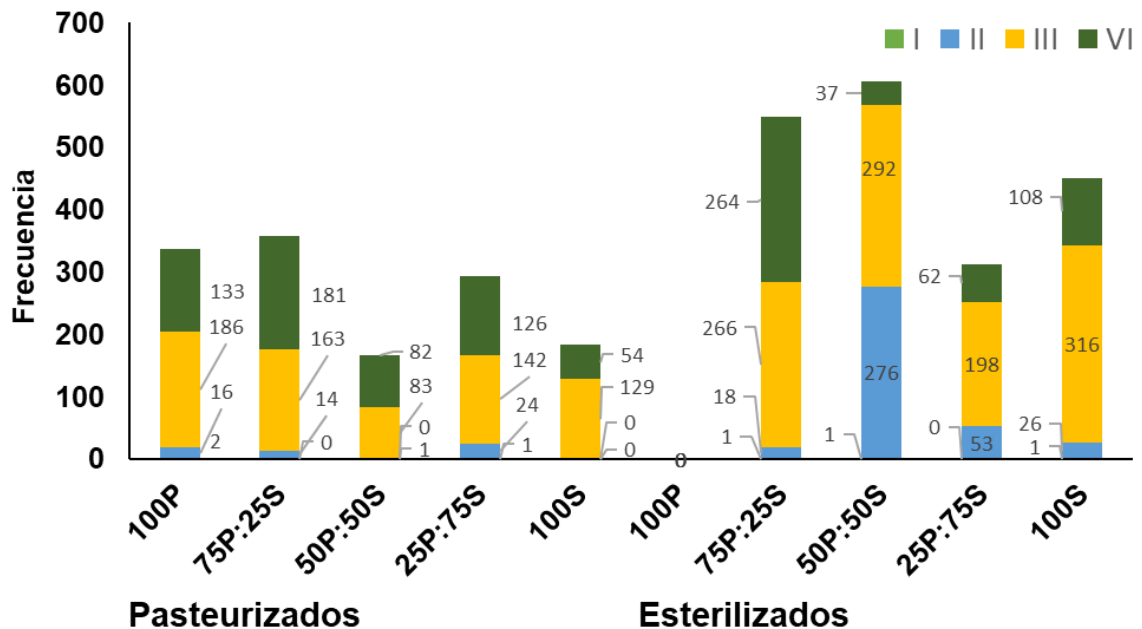


Figura 9. Grupos formados tomando las medidas del largo del pie en *Pleurotus ostreatus*. I: <0.29 cm; II: 0.30-0.79 cm; III: 0.80-2.55 cm; IV: ≥2.56 cm.

Se observa poca o nula frecuencia de carpóforos dentro del grupo I. En general esto se debe a anomalías reportadas en el estípite, sobre todo adelgazamiento y alargamiento, lo cual de acuerdo con Aghajani *et al.* (2018) menciona que el adelgazamiento del píleo y estípite puede ser provocado por

falta de luz o frente a la presencia de sustancias en el sustrato que no pueden ser degradadas y generan anomalías en el crecimiento.

Por otra parte, en el Cuadro VII, se puede observar que en los grupos con mayor frecuencia (III y IV), el rango de la longitud de estípites va de 1.39 ± 0.45 – 5.24 ± 2.17 cm en tratamientos pasteurizados, y 1.22 ± 0.41 – 3.64 ± 0.98 cm en esterilizados. Jonathan *et al.* (2012), reporta rangos para el largo del estípites entre 2.80 cm y 8.80 cm, y Andires & Vasilica (2017) menciona que una longitud cercana a los 3 cm se considera óptima. En general se observó mayores frecuencias en categorías que rondan las medidas reportadas por la literatura.

Cuadro VII. Medida promedio de la longitud del estípites de los carpóforos obtenidos. I: <1.36 cm; II: 1.37-2.22 cm; III: 2.23-4.46 cm; IV: ≥ 4.47 .

Grupo	100P	75P:25S	50P:50S	25P:75S	100S
Pasteurizado					
I	0.23 ± 0.02	-	0.12 ± 0.00	0.1 ± 0.00	-
II	0.60 ± 0.15	0.62 ± 0.15	-	0.55 ± 0.15	-
III	1.51 ± 0.43	1.78 ± 0.45	1.66 ± 0.52	1.69 ± 0.49	1.39 ± 0.45
VI	5.06 ± 1.02	4.26 ± 1.75	5.24 ± 2.17	4.31 ± 1.77	3.78 ± 0.76
Esterilizado					
I	-	0.1 ± 0.00	0.20 ± 0.00	-	0.14 ± 0.00
II	-	0.60 ± 0.16	0.51 ± 0.13	0.49 ± 0.11	0.60 ± 0.11
III	-	1.72 ± 0.46	1.22 ± 0.41	1.28 ± 0.44	1.66 ± 0.50
VI	-	4.04 ± 1.16	4.51 ± 1.49	3.64 ± 0.98	3.51 ± 1.09

* Valores medios \pm DE.

Análisis proximal

Determinación de humedad

El contenido de humedad de los carpóforos cosechados de los distintos tratamientos se presentó en un rango de 75.19 a 89.80% (Figura 10). En general se obtuvieron porcentajes de humedad similares a los reportados por Mintesnot

et al. (2014), quienes obtuvieron valores de humedad de 85.38% a 92.42% cultivos de paja de trigo, y sustratos alternativos de las plantas invasoras *Lantana camara*, *Parthenium incanum*, *Prosopis juliflora*. En general los resultados se ajustan al rango determinado de 80-90% en humedad para hongos comestibles (Fernandes *et al.*, 2015; Gupta *et al.*, 2013).

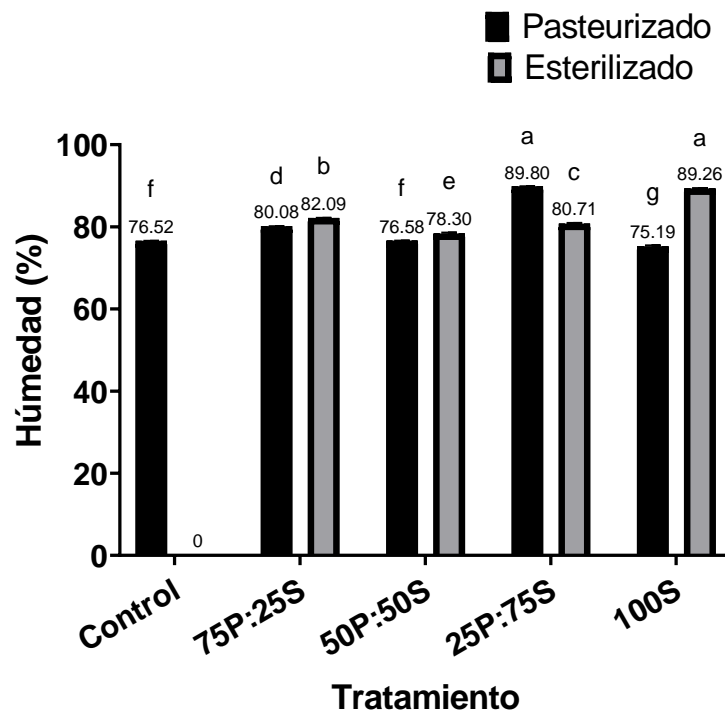


Figura 10. Contenido de humedad de los carpóforos. Valores medios \pm DE. Letras diferentes indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$).

Debido a las diferencias significativas en el contenido de humedad de los carpóforos, los resultados del análisis proximal en base seca se muestran en el Cuadro VIII.

Cuadro VIII. Análisis proximal y contenido de sodio de *Pleurotus ostreatus* en los diferentes sustratos evaluados.

Sustrato	Cenizas (%)	Grasa (%)	Proteína (%)	Carbohidratos (%)	Sodio* (mg/100g)
Pasteurizados					
100P	5.03±0.14 ^e	0.59±0.00 ^c	27.62±0.32 ^c	66.76±1.56 ^{ab}	461.19±2.17 ^e
75P:25S	6.93±0.28 ^{bc}	0.39±0.00 ^d	24.92±0.03 ^e	67.75±0.49 ^a	521.33±4.82 ^e
50P:50S	6.39±0.02 ^d	0.19±0.00 ^e	26.91±0.35 ^c	66.50±0.47 ^{ab}	488.30±2.29 ^e
25P:75S	6.36±0.02 ^d	0.79±0.00 ^b	25.55±0.74 ^{de}	67.40±1.19 ^{ab}	1356.97±12.71 ^b
100S	7.18±0.12 ^b	0.39±0.00 ^d	29.99±0.32 ^b	62.44±0.98 ^c	1427.18±6.71 ^b
Esterilizados					
75P:25S	6.60±0.15 ^{cd}	0.39±0.00 ^d	26.51±0.03 ^{cd}	66.50±0.39 ^{ab}	1015.38±4.80 ^c
50P:50S	6.76±0.12 ^{bcd}	0.78±0.01 ^b	23.13±0.40 ^f	69.33±1.23 ^a	619.86±2.91 ^e
25P:75S	6.79±0.21 ^{bcd}	1.16±0.02 ^a	27.57±0.42 ^c	64.47±1.65 ^{bc}	832.53±0.39 ^d
100S	11.59±0.17 ^a	0.19±0.00 ^e	35.61±0.61 ^a	52.61±0.89 ^d	8979.33±125.73 ^a

Valores medios ± DE. Valores 0:00 indican DE ≤ 0.01. *Sodio proveniente de NaCl. Letras diferentes indican diferencia significativa a p≤0.05. Los resultados se muestran en base seca.

Contenido de cenizas

Los resultados para el porcentaje de cenizas de los carpóforos se presentaron en un rango desde 5.03 a 11.59%, así mismo se determinaron diferencias significativas en todos los tratamientos ($p \leq 0.05$). El valor más alto se obtuvo en el tratamiento esterilizado 100S ($\mu=11.59\%$), seguido del pasteurizados 100S ($\mu=7.18\%$). El valor más bajo se presentó en el control ($\mu=5.03\%$). Mintesnot *et al.* (2014) menciona que el contenido de cenizas para carpóforos de hongos debe estar en entre un 5 a 15%, del mismo modo comentan que está relacionado directamente con el sustrato empleado, en general los valores reportados para el presente estudio concuerdan con la literatura citada.

En estudios previos se han reportado porcentajes de cenizas que van del dos al 10% utilizando pencas de maguey combinados con sustratos agrícolas y paja (Portilla-Segura *et al.*, 2019), mientras que en los sustratos de pulpa de café se reportan porcentajes aún más bajos (0.96 -1.02 %) (Nieto-Juárez, Cuzcano-Ruiz & Reyes-López; 2019). Se ha observado que los tratamientos esterilizados pueden generar carpóforos con mayor porcentaje de minerales (Jaramillo Mejía & Albertó, 2019), lo cual coincide con el presente estudio en donde los valores minerales son superiores en los tratamientos esterilizados en comparación con los pasteurizados, estos autores mencionan que someter el sustrato a procesos térmicos con altas temperaturas (121 °C para la esterilización y 80 °C en pasteurización) rompe las paredes celulares del sustrato (en este caso sargazo y paja) liberando así los componentes químicos de estos, permitiendo una utilización más eficiente de los nutrientes por parte del micelio e incorporándolos a los carpóforos producidos (Jaramillo-Mejía & Albertó, 2019). En estudios realizados donde se les agregan nutrientes y minerales como calcio, selenio y ácido ascórbico a los sustratos, se puede apreciar que los minerales también se incrementan (Ruiz-Ruiz, 2009; Cortés, García & Suárez, 2007; Royse, 2007). Por otra parte, los materiales lignocelulósicos como la paja de trigo son bajos en nutrientes minerales, por lo que distintos autores han adicionado macro y micronutrientes a los sustratos para que de esta manera puedan obtenerlos (Mleczek *et al.*, 2020; Julian *et al.*, 2018; Siwulski *et al.*, 2017; Ashraf *et al.*, 2013) se ha comprobado que el sargazo puede proporcionar minerales y oligoelementos beneficiosos, pues su contenido de cenizas en peso seco es del 9 al 44% (Tiwari & Troy, 2015), lo cual podría explicar el mayor contenido de minerales en los sustratos que contenían alguna proporción de esta alga, con la mayor cantidad en 100S.

Contenido de grasa

En el porcentaje de grasa se presentaron valores comprendidos entre 0.19 a 1.16%; se determinaron diferencias significativas en todos los tratamientos ($p \leq 0.05$). El valor más alto se encontró en el tratamiento esterilizado 25P:75S ($\mu=1.16\%$), mientras que el más bajo se presentó en el esterilizado 100S ($\mu=0.19\%$). Se ha reportado por Carrasco-González *et al.* (2017) que para que un alimento sea considerado bajo en grasas no debe superar el 6% en contenido de lípidos sobre peso seco, en general, los resultados de los carpóforos se ajustan a este porcentaje (Cuadro VIII). Del mismo modo, los valores aquí registrados son menores a los presentados por Jin *et al.* (2018) (2.34%-2.58%) para carpóforos producidos en rastrojo de maíz y suplementados con residuos vegetales. Vega & Franco (2013) y Salas-de La T *et al.* (2004) reportan valores que van del 1.85-2.46% y del 1.98-3.05%, respectivamente en sustratos de rastrojo de maíz y paja de arroz. En este parámetro no se observó una clara tendencia entre la adición de sargazo y el porcentaje de lípidos. La biomasa de macroalgas generalmente tiene un bajo contenido de lípidos (0.3% –6%) (Milledge *et al.*, 2014).

Determinación de proteína

En cuanto el porcentaje de proteína en peso seco se presentaron en un rango de 23.13 a 35.61% donde el tratamiento que brindó carpóforos con contenido proteico más elevado fue el esterilizado 100S ($\mu=35.61\%$), seguido del pasteurizado 100S ($\mu=29.99\%$). El sargazo tiene un contenido proteico que va del 6 al 11% (Salosso, 2019), del mismo modo, se ha discutido con anterioridad que los materiales lignocelulósicos por sí solos son bajos en proteína y que la suplementación a los sustratos con materiales ricos en estos compuestos (en este caso el sargazo) aumenta el rendimiento y calidad nutricional de *P.*

ostreatus (Hausiku *et al.*, 2018; Alananbeh *et al.*, 2014), esto puede explicar porque el tratamiento 100S fue superior en este parámetro en comparación con el control y otros tratamientos con baja proporción de sargazo. Se observó también que esterilizar el sustrato tiene un aumento significativo en el porcentaje de proteína. Sin embargo, es importante retomar que los sustratos compuestos únicamente por sargazo presentaron el rendimiento más bajo en EB y TP, así como número de carpóforos producidos y peso fresco de la cosecha, por lo que no es recomendable su uso. A grandes rasgos, los valores proteicos reportados para carpóforos producidos en sargazo y combinación con paja entran dentro del rango de 14 a 32% propuesto por Koutrotsios *et al.*, (2014), siendo recomendado principalmente en combinaciones con proporciones no superiores al 25% de sargazo.

Los resultados son similares a los reportados por Li *et al.* (2017) y Jin *et al.* (2018), quienes determinaron un rango de 18 a 26% y 20.5 a 26.1% en carpóforos cultivados en cáscara de semilla de algodón y de *Perilla frutescens*, respectivamente.

Determinación de carbohidratos

Los carbohidratos en base seca se registraron los valores más altos en el tratamiento esterilizado 50P:50S ($\mu=69.33\%$), con el tratamiento pasteurizado 75P:25S en segundo lugar ($\mu=67.75\%$). El porcentaje más bajo se presentó en el tratamiento esterilizado 100S ($\mu=52.61\%$), lo cual se atribuye a su alto contenido proteico. Esto similar a lo reportado por Jin *et al.* (2018) con porcentajes que ocupaban del 62.54% al 71.26%. Estudios como el de Koutrotsios *et al.* (2014) reportan una heterogeneidad en los resultados para la cantidad de carbohidratos; desde 57% en sustratos de cáscara de almendra y nuez, hasta 76% en sustratos hechos con paja de trigo y con pínulas de *Pinus* spp.

Otros estudios han reportado valores de carbohidratos que van del 46.6% al 81.8% (Vargas, Hoyos & Mosquera, 2012; Ríos, Hoyos & Mosquera, 2010), demostrando que los valores obtenidos en el presente estudio se encuentran dentro del rango reportado.

Determinación de sodio (Na) proveniente de cloruro de sodio (NaCl)

Los tratamientos esterilizados 100S y pasteurizado 100S tuvieron la concentración más alta en sodio ($\mu=8979.33$ y 1427 mg/100g base seca, respectivamente). Se observó una tendencia en el aumento de sodio al aumentar la proporción de sargazo en los tratamientos, así mismo, el proceso de esterilización también incrementó la concentración de sodio a diferencia de los pasteurizados. El alto contenido de sodio en las algas y por ende el alimento producido a partir de estas, se asocia al medio acuático marino donde se desarrollan. Los valores aquí reportados están entre alimentos elaborados puramente con algas (p. ej. Aonori). Risso *et al.* (2003) reportan valores de concentración de sodio en base seca para Aonori en un rango 7,390 a 13,110 mg/100g de materia seca, del mismo modo, se han determinado concentraciones de 6,100 mg/100g en *S. longifolium*, 5,592 mg/100g para *S. myriocystum*, 4,620 mg/100g en *S. wightii* (Sivakumar & Arankumar *et al.*, 2009) y 3250 mg/100g en *S. naozhouense* (Peng *et al.*, 2013). De esta forma se estima que *P. ostreatus* incorpora este mineral en su estructura a partir del sargazo. Hausiku & Mupambwa (2018) obtuvieron un comportamiento similar en la concentración de sodio de carpóforos cultivados en paja de arroz y una mezcla de algas marinas, ya que aumentó de 2.99 g/Kg en una proporción de 5% de alga a 3.1 g/Kg en composición de 20% en alga.

De acuerdo con la Secretaría de Salud (2010) la ingesta diaria de sodio/día especificado en la NOM-030-SSA2-2009 se recomienda en 2,400 mg, por lo que

se recomienda la producción de hongos producidos en sustratos con una proporción igual o menor al 75% de sargazo (Hausiku & Mupambwa, 2018; Alananbeh *et al.*, 2014).

Se han reportado con anterioridad que *P. ostreatus* contiene niveles de Na entre los 54 a 136 mg/100g cuando es cultivado en sustratos lignocelulósicos convencionales (rastrojo de paja y residuos agroindustriales) (Carrasco-González *et al.*, 2017), por otra parte, Nieto-Juárez *et al.* (2019) determinaron valores de 428.7 a 449.5 mg/100g cultivados en sustratos a base de pulpa de café, lo cual son menores a los reportados para el control (100P) en la presente investigación. Se ha mencionado que las condiciones donde crece el material para el sustrato afectan la cantidad de nutrientes; esto podría explicar la concentración encontrada en el control, ya que los suelos de la región se caracterizan por ser ricos en sales minerales como calcio, sodio y potasio, por ello, es recomendable considerar la composición química de los sustratos antes de ser utilizados en el cultivo de hongos (Patil *et al.*, 2010).

CONCLUSIONES

Se demostró que *Pleurotus ostreatus* degradó de manera eficaz los sustratos elaborados a partir de *Sargassum* sp. La proporción 75% paja y 25% sargazo presentó menores días en colonizar el sustrato completamente y en el tiempo de cosecha de carpóforos. También se obtuvieron la mayor cantidad de carpóforos y peso de estos. La esterilización del sustrato en los diferentes tratamientos tuvo un efecto en el aumento de los parámetros anteriores.

La Eficiencia Biológica y Tasa de Productividad de *P. ostreatus* fue mejor en la 75% paja y 25% sargazo pasteurizado, y al igual que en los anteriores parámetros evaluados, la esterilización tuvo un efecto favorable en el aumento de ambas variables en combinaciones de 50% paja – 50% sargazo y 25% paja – 50% sargazo. Los tratamientos con proporciones mayores al 25% en sargazo generaron carpóforos con anomalías morfológicas.

El análisis proximal indicó que los carpóforos obtenidos a partir de los sustratos con *Sargassum* sp. mostraron mayor contenido de proteína en comparación con el sustrato convencional de paja de trigo, siendo el tratamiento con 100% Sargazo el más alto. Los contenidos de grasa en general fueron bajos y las cenizas estuvieron dentro del intervalo apropiado para hongos comestibles. Se observó una tendencia entre el aumento de la proporción de sargazo en el sustrato y el aumento de la concentración de sodio.

Finalmente, la proporción más adecuada a utilizar sería 75% paja y 25% sargazo bajo tratamiento esterilizado, debido a que mostró un buen desempeño en los parámetros de productividad evaluados y calidad nutricional de los carpóforos. Por otra parte, no se recomienda utilizar sargazo como sustrato único ya que a pesar de que presentó los valores más altos en proteína y cenizas, no obtuvo

buen rendimiento en la productividad y generó carpóforos con anormalidades morfológicas. Sin embargo, se recomienda realizar estudios empleando proporciones de sargazo menores al 25%, así como analizar el contenido de metales pesados y yodo en los carpóforos obtenidos.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adyananto, T. (2007). By Product Exchange of Seaweed Solid Waste for Mushrooms Media. *Jurnal Teknologi Lingkungan*, 8(1).
- Aghajani, H., E. Bari, M. Bahmani, M. Humar, M. A. T. Ghanbary, D. D. Nicholas, and E. Zahedian. (2018). Influence of relative humidity and temperature on cultivation of *Pleurotus* species. *Mad. Cien. y Tec.* 20(4): 571-578.
- Aguirre Cavazo, D. E. (2018). Taxonomía, distribución e importancia de las algas de Nuevo León (*Tesis de doctorado*), Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Alanabeh, K.M., Bouqellah, N.A. & Al Kaff, N.S. (2014). Cultivation of oyster mushroom *Pleurotus ostreatus* on date-palm leaves mixed with other agro-wastes in Saudi Arabia. *Saudi J. Biol. Sci.*, 21: 616–625.
- Andries, V., & A. Vasilica. 2017. Caracterele morfo–culturale ale carpofoilor de *Pleurotus ostreatus* cultivați pe diferite substraturi celulozice. *Stiinta Agricola*. 2: 27-29.
- Ashbell, G. & Weinberg, Z. G. (2001). Ensilaje de cereales y cultivos forrajeros en el tropico. In: Mannetje, L.'t (ed.). *Uso del ensilaje en el trópico privilegiando opciones para pequeños campesinos*; Estudio FAO producción y protección vegetal, N°161. FAO, Roma.
- Ashraf J., Ali M.A., Ahmad W., Ayyub C.M. & Shafi, J. (2013). Effect of different substrate supplements on oyster mushroom (*Pleurotus* spp.) production. *Food Science and Technology*, 1(3), 2013, 44-51. <https://doi.org/10.13189/fst.2013.010302>.
- Atila, F. (2016). Effect of different substrate disinfection methods on the production of *Pleurotus ostreatus*. *J. Agr. Stud.* 4(4): 1-14.
- Ayarza-León, J. L. (2014). Los alginatos: 20000 usos de las algas

submarinas. *Revista De Química*, 28(1-2): 19-23.

- Bellettini, M.B., Fiorda, F.A., Maieves, H.A., Teixeira, G.L., Avila, S., Hornung, P.S., Junior, M.A. & Ribani, R.F. (2016). Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. *Saud. J. Biol. Sci.*, Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1319562X16301814>
- Barba-Chávez, J. M., & López-Cruz, J. I. (2017). Guía práctica para el cultivo de setas. *Universidad Autónoma Metropolitana, unidad Iztapalapa*. Pp: 21-23.
- Barsanti, L., & Gualtieri, P. (2014). Algae Utilization anatomy. *En: Algae*. Boca Ratón: CRS Press. Pp: 361.
- Beckles, H. (2015). Greetings from the vice-chancellor. In *Sargassum Symposium*; UWI, Cave Hill: Barbados.
- Bixler, H. & Porse, H. (2011). A decade of change in the seaweed hydrocolloids industry. *J. Appl. Phycol.*, 23, 321–335.
- Brennan, L. & Owende, P. (2010). Biofuels from microalgae—A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renew. Sustain. Energy Rev.*, 14, 557–577.
- Bruton, T., Lyons, H., Lerat, Y., Stanley, M. & Rasmussen, M.B. A. (2009). *Review of the Potential of Marine Algae as a Source of Biofuel in Ireland*. Sustainable Energy Ireland: Dublin, Ireland.
- BVI Government Information Service. (2020, Mayo). Sargassum Seaweed: An Important Element for Beaches and Shoreline Stability. Disponible online: <http://www.bvi.org.uk/government/pressrelease/remarkbydeputypremier>
- Camargo, J. A., & Alonso, A. (2007). Contaminación por nitrógeno inorgánico en

los ecosistemas acuáticos: problemas medioambientales, criterios de calidad del agua, e implicaciones del cambio climático. *Revista Ecosistemas*, 16(2): 98-108

Cardona, L. F. (2001). Anotaciones acerca de la bromatología y el cultivo del hongo comestible *Pleurotus ostreatus*. *Crónica forestal y del medio ambiente*, 16, 99-119.

Carrasco-González, J. A., S. O. Serna-Saldívar, and J. A. Gutiérrez-Urbe. 2017. Nutritional composition and nutraceutical properties of the *Pleurotus* fruiting bodies: Potential use as food ingredient. *J. Food Compos. Anal.* 58: 69-81.

Carro, L., Barriada, J.L., Herrero, R. & de Vicente, M.E.S. (2015). Interaction of heavy metals with capretreated *Sargassum muticum* algal biomass: Characterization as a cation exchange process. *Chem. Eng. J.*, 264, 181–187.

Casas-Valdez, M., Hernández-Contreras, H., Marín-Álvarez, A., Aguila-Ramírez, R. N., Hernández-Guerrero, C. J., Sánchez-Rodríguez, I., & Carrillo-Domínguez, S. (2006). El alga marina *Sargassum* (Sargassaceae): Una alternativa tropical para la alimentación de ganado caprino. *Revista de Biología Tropical*, 54(1): 83–92.

Collado-Vives, L. (1997). Aspectos ecológicos y evolutivos de la arquitectura modular en plantas: perspectivas en algas marinas. *Revista Chilena de Historia Natural*, 70: 23-39.

Cortés, M., García, A., & Suarez, H. (2007). Fortificación de hongos comestibles (*Pleurotus ostreatus*) con calcio, selenio y vitamina C. *Vitae*, 14(1): 16-24.

- Devillé, C., Damas, J., Forget, P., Dandrifosse, G., & Peulen, O. (2004). Laminarin in the dietary fibre concept. *Journal of the science of food and agriculture*, *84*(9): 1030-1038.
- Devillé, C., Gharbi, M., Dandrifosse, G., & Peulen, O. (2007). Study on the effects of laminarin, a polysaccharide from seaweed, on gut characteristics. *Journal of the science of food and agriculture*, *87*(9): 1717-1725.
- Dewinta, A. F., Susetya, I. E., & Suriani, M. (2020). Nutritional profile of *Sargassum* sp. from Pane Island, Tapanuli Tengah as a component of functional food. *Journal of Physics: Conference Series*, *1542* (1): 012040).
- Dreckmann, K. M., y Senties, A. (2013). Las arribazones de algas marinas en el caribe mexicano: evento biológico natural o basura en las playas. *CONABIO. Biodiversitas*, *107*: 7–11.
- Doyle, E. & Franks, J. (2015). *Sargassum Fact Sheet; Gulf and Caribbean*. Fisheries Institute: Marathon, FL.
- Espinoza, J. (1990). Estructura por edades y reproducción de tres poblaciones de *Sargassum sinicola* (Phaeophyta, Fucales) en la Bahía de La Paz, Golfo de California. *Acta Botánica Mexicana*, (11): 1-9.
- Fenical, W. (1983). Marine plants: A unique and unexplored resource. En: *Plants: The Potentials for Extracting Protein, Medicines, and Other Useful Chemicals (Workshop Proceedings)*: 147–153.
- Fernandes, Â., Barros, L., Martins, A., Herbert, P., & Ferreira, I. C. (2015). Nutritional characterisation of *Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) P. Kumm. produced using paper scraps as substrate. *Food Chemistry*, *169*, 396-400.
- Fiermonte, I. (2015). *Sargassum a RESOURCE Guide for the Caribbean*. The

- Caribbean Alliance for Sustainable Tourism (CAST): Coral Gables, FL, USA.
- Flores-Montes De Oca, A. & Contreras-Trujano M. (2012). Manual De Cultivo De Hongo Seta (*Pleurotus ostreatus*) De Forma Artesanal. Ojo de Agua. Lomas de San Bernabé, México. 3 (3): Pp: 4-36.
- Forero, C.L., Hoyos, O.L., Bazante, W.E., 2008. evaluación de residuos de ají (*Capsicum* spp.) como sustrato en la producción de setas comestibles (*Pleurotus ostreatus*). *Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 6(1). 42-53.
- Fudholi, A., Sopian, K., Othman, M.Y. & Ruslan, M.H. (2014). Energy and exergy analyses of solar drying system of red seaweed. *Energy Build.* 68, 121–129.
- Gaitán-Hernández R., Salmones D., Pérez-Merlo R. & Mata G. (2006). Manual práctico del cultivo de setas. Aislamiento, siembra y producción. (1er edición, 2da. reimpresión). Instituto de Ecología A.C. Xalapa, Ver. México. Pp:44
- Gaitán-Hernández, R., Mata Rosas, M., Julián Carlos, A., & Muñoz, E. C. (2012). Elaboración de abono bocashi con la paja obtenida del cultivo de *Pleurotus pulmonaris*. En: Investigación y desarrollo en un entorno multicultural. Ed. Sánchez, J., y Gerardo V. Ecosur. Tapachula, Chiapas, México. Pp: 181-191
- García-Oduardo, N., Bermúdez-Savón, R. C., & Serrano-Alberni, M. (2011). De Setas Comestibles *Pleurotus* Formulations of Substrates in the Production of Edible Mushroom *Pleurotus*. *Scielo*, 23: 272–282.
- García-Zamora, G. M. (2019). *Caracterización estructural de fucoidanos sulfatados con actividad anticoagulante extraídos de Stephanocystis dioica (Fucales, ochrophyta)* (Tesis de doctorado) Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas.
- Gerasimenko, N. I., Busarova, N. G., & Logvinov, S. V. (2014). Seasonal changes

- in the content of lipids and photosynthetic pigments in a brown alga *Saccharina cichorioides*. *Russian journal of plant physiology*, 61(6), 893-898.
- Gómez-Flores, L. D. J., Martínez-Ruiz, N. D. R., Enríquez-Anchondo, I. D., Garza-Ocañas, F., Nájera-Medellín, J. A., & Quiñónez-Martínez, M. (2019). Análisis proximal y de composición mineral de cuatro especies de hongos ectomicorrízicos silvestres de la Sierra Tarahumara de Chihuahua. *TIP Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 22: 1–10.
- González-López, N., Moure, A. & Domínguez, H. (2012). Hydrothermal fractionation of *Sargassum muticum* biomass. *J. Appl. Phycol.*, 24, 1569–1578.
- Guillén-Navarro, G. K., Márquez-Rocha, F. J., & Sanchez-Vázquez, J. E. (1998). Producción de biomasa y enzimas ligninolíticas por *Pleurotus ostreatus* en cultivo sumergido. *Rev. Iberoam. Micol*, 15, 302-306.
- Gupta, A., Sharma, S., Kumar, A., Alam, P., & Ahmad, P. (2016). Enhancing nutritional contents of *Lentinus sajor-caju* using residual biogas slurry waste of detoxified mahua cake mixed with wheat straw. *Frontiers in microbiology*, 7, 1529.
- Hausiku, M. K. & Mupambwa, H. A. (2018). Seaweed amended rice straw substrate and its influence on health related nutrients, trace elements, growth and yield of edible white elm mushroom (*Hypsizygus ulmarius*). *International Journal Of Agriculture and Biology*, 20, 2763-2769.
- Hernández Carmona, G. (1982). *Variación estacional del contenido de alginatos en tres especies de feofitas de Baja California Sur (Tesis de doctorado)*, Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas.

- Hernández-Carmona, G., & Aguirre Vilchis, M. (1982). Propiedades de intercambio iónico de *Macrocystis pyrifera* durante la pre-extracción ácida, para la extracción de alginatos.
- Hoa, H. T., C. L. Wang, and C. H. Wang. 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.
- Holdt, S. L., & Kraan, S. (2011). Bioactive compounds in seaweed: Functional food applications and legislation. *Journal of Applied Phycology*, 23(3): 543-597.
- Indrawati, R., Sukowijoyo, H., Indriatmoko-Wijayanti, R.D.E. & Limantara, L. (2015). Encapsulation of brown seaweed pigment by freeze drying: Characterization and its stability during storage. *Procedia Chem.*, 14, 353–360.
- Jaramillo-Mejía, S., & Albertó, E. (2012). El despunte de caña de azúcar, sustrato altamente eficiente para la producción de *Pleurotus ostratus*. En: Investigación y desarrollo en un entorno multicultural. Ed. Sánchez, J., y Gerardo V. Ecosur. Tapachula, Chiapas, México. Pp: 145-152.
- Jaramillo-Mejía, S., Albertó, E. (2019). Incremento de la productividad de *Pleurotus ostreatus* mediante el uso de inóculo como suplemento. *Scientia Fungorum*, 49.
- Jonathan, S.G., C. B. Okon, A. O. Oyelakin, and O. O. Oluranti. 2012. Nutritional values of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) (Jacq. Fr.) Kumm. cultivated on different agricultural wastes. *Nat. Sci.* 10(9): 179-186.

- Kaaya, G.P., Kadhila-Muandingi, P.N., Lotfy, H.R. & Mshigeni, K.E. (2012). Determination of optimum seaweed concentration for mushroom cultivation and the ability of mushrooms to absorb iodine. *Afr. J. Agric. Res.*, 7: 3673–3676
- Liu, F., Pang, S.J., Gao, S.Q. & Shan, T.F. (2013). Intraspecific genetic analysis, gamete release performance, and growth of *Sargassum muticum* (Fucales, Phaeophyta) from China. *Chin. J. Ocean. Limnol.*, 31, 1268–1275.
- Jin, Z., Y. Li, J. Ren, and N. Qin. 2018. Yield, nutritional content, and antioxidant activity of *Pleurotus ostreatus* on corncobs supplemented with herb residues. *Mycobiology*, 46(1): 24-32.
- Jiménez, N. N., Robles, A. C., Medina, I. R., & Chavez, M. O. (2012). El Cultivo De Hongos Comestibles Para El Desarrollo Comunitario. *Vidsupra*, 4: 32-34.
- Julian, A. V., Reyes, R. G., & Eguchi, F. (2018). Agro-Industrial Waste Conversion Into Medicinal Mushroom Cultivation (2da edición). In *Reference Module in Earth Systems and Environmental Sciences*.
- Julian, A., Umagat, M. & Reyes, R. (2018). Mineral Composition and Yield of *Pleurotus ostreatus* on Rice Straw-Based Substrate Enriched with Natural Calcium Sources. *International Journal of Biology, Pharmacy and Allied Sciences*. 7. 1489-1499. 10.31032/IJBPAS/2018/7.8.4501.
- Jung, K.A., Lim, S.R., Kim, Y. & Park, J.M. (2013). Potentials of macroalgae as feedstocks for biorefinery. *Bioresour. Technol.* 135, 182–190.
- Koutrotsios, G., Mountzouris, K. C., Chatzipavlidis, I., & Zervakis, G. I. (2014). Bioconversion of lignocellulosic residues by *Agrocybe cylindracea* and *Pleurotus ostreatus* mushroom fungi—Assessment of their effect on the final product and spent substrate properties. *Food chemistry*, 161, 127-135.

- Laffoley, D.d'A., Roe, H.S.J., Angel, M.V., Ardron, J., Bates, N.R., Boyd, L.L., Brooke, S., Buck, K.N., Carlson, C.A. Causey, B., et al. (2011). *The Protection and Management of the Sargasso Sea: The Golden Floating Rainforest of the Atlantic Ocean: Summary Science and Supporting Evidence Case*. Sargasso Sea Alliance: St. George's, Bermuda.
- Lapointe, B.E., West, L.E., Sutton, T.T. & Hu, C. (2014). Ryther revisited: Nutrient excretions by fishes enhance productivity of pelagic sargassum in the western North Atlantic Ocean. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 458, 46–56.
- León-Álvarez, D. & González-González (1993) Algas costosas del Pacífico tropical. En: Salazar-Vallejo S & NE González (editorial). Biodiversidad marina y costera de México, Pp. 456-474. CONABIO/CIQROO, Chetumalt.
- Li, H., Zhang, Z., Li, M., et al. (2017). Yield, size, nutritional value, and antioxidant activity of oyster mushrooms grown on perilla stalks. *Saudi J. Biol. Sci.* 2017, 24: 347–354.
- López-Rodríguez, C., Hernández-Corredor, R., Suárez-Franco, C., & Borrero, M. (2008). Evaluación del crecimiento y producción de *Pleurotus ostreatus* sobre diferentes residuos agroindustriales del departamento de Cundinamarca. *Universitas Scientiarum*, 13(2): 128-137.
- Louime, C., Fortune, J., & Gervais, G. (2017). *Sargassum* Invasion of Coastal Environments: A Growing Concern. *American Journal of Environmental Siences*. 13 (1): 58-64.
- Martínez-Carrera, D., Larqué-Saavedra, A., Vieyra, M. R., Castillo, I., Bonilla, M., Petlascalco, B., & Martínez, H. (2016). Los hongos comestibles, funcionales y medicinales: alternativa biotecnológica ante la problemática social,

- económica y ecológica del sargazo en el Caribe Mexicano. Pp:1–15.
- Martínez-Carrera, D., Larqué-Saavedra, A., Vieyra, M. R., Castillo, I., Bonilla, M., Petlacalco, B., & Martínez, H. (2016). *Los hongos comestibles, funcionales y medicinales: alternativa biotecnológica ante la problemática social, económica y ecológica del sargazo en el Caribe Mexicano*. 1–15.
- Marudhupandi, T., y Kumar, T. T. A. (2013). Antibacterial effect of fucoidan from *Sargassum wightii* against the chosen human bacterial pathogens. *International Current Pharmaceutical Journal*, 2(10): 156–158.
- Mateo-Cid, L. E., Mendoza-González, A. C., Aguilar-Rosas, R., & Aguilar-Rosas, L. E. (2006). Algas marinas bentónicas de Puerto Peñasco, Sonora, México.
- Melgarejo, E. (2015). Algunos usos de los hongos silvestres de bolivia en el contexto sudamericano. *Kempffiana*, 11(1): 48–65.
- Mendoza González, A. C., Mateo Cid, L.E., Alvarado Villanueva, R., Sotelo Cuevas, F., Ceballos-Corona, J. G. A., & Garduño Acosta, A. G. (2018). Nuevos registros y lista actualizada de las algas verdes (Chlorophyta) del litoral de Michoacán, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 89: 971-985.
- Mercadé Mercadé, S. (2019). La forma correcta de proceder con la limpieza de las playas turísticas y el levante del sargazo. Educosta.
- Milledge, J.J. & Harvey, P.J. (2016). Ensilage and anaerobic digestion of *Sargassum muticum*. *J. Appl. Phycol.* 2016, 1–10.
- Milledge, J. J., Nielsen, B. V., & Bailey, D. (2016). High-value products from macroalgae: the potential uses of the invasive brown seaweed, *Sargassum muticum*. *Reviews in Environmental Science and Biotechnology*, 15(1): 67–

88.

Mintesnot B, Ayalew A, Kebede A. (2014). Evaluation of biomass of some invasive weed species as substrate for oyster mushroom (*Pleurotus* spp.) cultivation. *Pak J Biol Sci.*17:213–219.

Mleczek, M., Gąsecka, M., Budka, A., Niedzielski, P., Siwulski, M., Kalač, P., ... & Rzymiski, P. (2021). Changes in mineral composition of six strains of *Pleurotus* after substrate modifications with different share of nitrogen forms. *European Food Research and Technology*, 247(1), 245-257.

Moran-Arellanos, T. M., Ortega, J. B., Cruz, M. S., Martínez, V. R., Martínez, B. C. & Pech, Z. G. H. (2020). Potencial biotecnológico de residuos vegetales para producir *Pleurotus ostreatus* en zonas rurales de Campeche. *Rev. Mex. Cien. Agr.* 11(3): 685-693.

Motato, K. E., & Mejía, A. I. (2006). Evaluación de los residuos agroindustriales de plátano (*Musa paradisíaca*) y aserrín de abarco (*Cariniana piriformes*) como sustratos para el cultivo del hongo *Pleurotus djamor*. *Vitae*, 13(1): 24-29.

Naranjo-Jiménez, N., Colmenero Robles, A., Rosas Medina, I., & Ortega Chavez, M. (1995). El cultivo de hongos comestibles para el desarrollo comunitario. *Vidspura*, vol.4(No.1).

Nieto-Juárez, J. I., Cuzcano-Ruiz, Á. D., & Reyes-López, W. A. (2019). Estudio preliminar de la composición nutricional del hongo *Pleurotus ostreatus* cultivado en pulpa de café. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 85(4): 422-431.

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. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 30(3), 146-149.
- Oxenford, H.A. (2015). Sargassum moss: Ecological aspects and source of influx. In *Sargassum Symposium*. UWI, Cave Hill: Barbados.
- Oyesiku, O.O. & Egunyomi, A. (2014). Identification and chemical studies of pelagic masses of *Sargassum natans* (linnaeus) gaillon and *S. fluitans* (borgessen) borgesen (brown algae), found offshore in Ondo State, Nigeria. *Afr. J. Biotechnol.* 13, 1188–1193.
- Patil S.A., Ahmed, S.A., Telang, S. M.& Baig, M. M. V. (2010). The nutritional value of *Pleurotus ostreatus* (Jacq.:Fr.) kumm cultivated on different lignocellulosic agrowastes. *Innovative Romanian Food Biotechnology*. 7: 66–76.
- Peng, Y., Xie, E., Zheng, K., Fredimoses, M., Yang, X., Zhou, X., ... & Liu, Y. (2013). Nutritional and chemical composition and antiviral activity of cultivated seaweed *Sargassum naozhouense* Tseng et Lu. *Marine drugs*, 11(1), 20-32.
- Philippsen, A. (2013). *Energy Input, Carbon Intensity, and Cost for Ethanol Produced from Brown Seaweed*. Master's Thesis, University of Victoria, Victoria, BC, Canada.
- Pineda-Insuasti, J. A., Ramos-Sánchez, L. B., & Soto-Arroyave, C. P. (2014). Producción de *Pleurotus ostreatus* por fermentación en estado sólido: una revisión. *ICIDCA : Sobre Los Derivados de La Caña de Azúcar*, 48(2): 13–23.

- Piña-Guzmán, A., B., Nieto-Monteros, D., A., & Robles-Martínez, F. (2017). Utilización de residuos agrícolas y agroindustriales en el cultivo y producción del hongo comestible seta (*Pleurotus* spp.). *Revista Internacional de Contaminacion Ambiental*, 32: 141–151.
- Portilla-Segura, A., Romero-Arenas, O., Valencia-de Ita, M. D. L. A., Hernández-Espinosa, M. A., Lanteta-Cortés, G. & Rivera-Tapia, J. A. (2019). Determinación de los parámetros de productividad de cepas de *Pleurotus ostreatus* y *P. opuntiae* cultivadas en paja de trigo y pencas de maguey combinadas con sustratos agrícolas. *Scientia Fungorum*. 49 (1216) .
- Quitral R., V., Morales G., C., Sepúlveda L., M., & Schwartz M., M. (2012). Propiedades nutritivas y saludables de algas marinas y su potencialidad como ingrediente funcional. *Revista Chilena de Nutricion*, 39(4): 196-202.
- Rajapakse, N. & Kim, S. (2011). Nutritional and digestive health benefits of seaweeds. *Advances in Food and Nutrition Research*, 64: 17-28.
- Rehm, B.H.A. (2009). *Alginates: Biology and Applications*. Springer: Heidelberg, Germany.
- Ríos, M. D. P., Hoyos, J. L. & Mosquera, S. A. (2010). Evaluación de los parámetros productivos de la semilla de *Pleurotus ostreatus* propagada en diferentes medios de cultivo. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 8 (2): 86-93.
- Rizki, M. & Tamai, Y. (2011). Effects of different nitrogen rich substrates and their combination to the yield performance of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*). *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 27: 1695–1702.
- Risso, S., Escudero, C., Estevao Belchior, S., de Portela, M. L., & Fajardo, M. A.

- (2003). Contenido en algunos nutrientes del alga marina comestible, *Monostroma undulatum*, Wittrock de la costa patagónica argentina. *Archivos latinoamericanos de nutrición*, 53(3), 306-311.
- Rocca, S., Agostini, A., Giuntoli, J. & Marelli, L. (2015). *Biofuels from Algae: Technology Options, Energy Balance and Ghg Emissions: Insights from a Literature Review*. Publications Office of the European Union: Luxembourg.
- Rodriguez-Jasso, R.M., Mussatto, S.I., Pastrana, L., Aguilar, C.N. & Teixeira, J.A. (2014). Chemical composition and antioxidant activity of sulphated polysaccharides extracted from *Fucus vesiculosus* using different hydrothermal processes. *Chem. Pap.*, 68, 203–209
- Rodríguez-Martínez, R. E., Medina-Valmaseda, A. E., Blanchon, P., Monroy-Velázquez, L. V., Almazán-Becerril, A., Delgado-Pech, B. & García-Rivas, M. C. (2019). Faunal mortality associated with massive beaching and decomposition of pelagic *Sargassum*. *Marine Pollution Bulletin*, 146(April), 201–205.
- Romero-Arenas, O., Ita, V. D., Ángeles, M., Rivera-Tapia, J. A., Tello-Salgado, I., Villarreal Espino-Barros, O. A., & Damián-Huato, M. Á. (2018). Capacidad productiva de *Pleurotus ostreatus* utilizando alfalfa deshidratada como suplemento en diferentes sustratos agrícolas. *Agricultura, sociedad y desarrollo*, 15(2): 145-160.
- Romero-Arenas, O., Treviño, I. H., Lezama, J. C. P., Specia, M. N. M., & Leal, J. L. A. (2013). Evaluación de bagazo de café (*Coffea arabica*) como sustrato en la producción de *Pleurotus ostreatus*. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 33: 472-481.

- Royse, D.J. (2013). Trends in mushroom production worldwide. In: *Proceedings of the 7th international symposium on mushrooms in Brazil, Manaus*, pp 38–47.
- Ruíz-Ruíz, M. P. (2009). Aplicación de la ingeniería de matrices en el desarrollo de hongos comestibles (*pleurotus ostreatus*) mínimamente procesados, fortificados con vitaminas c, ey minerales calcio y zinc. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*.
- Salmones, D., Gaitán-Hernández, R., Pérez, R., & Guzmán, G. (1997). Estudios sobre el género *Pleurotus*. VIII Interacción entre crecimiento micelial y productividad. *Revista Iberoamericana de Micología*, 14, 173-176.
- Sánchez, J. E., & Royse, D. J. (2017). La Biología, el cultivo y las propiedades nutricionales y medicinales de las setas *Pleurotus* spp. (1 er edición). Ecosur, San Cristóbal de las Casas, México, Pp: 354
- Schell, J.M., Goodwin, D.S. & Siuda, A.N.S. (2015). Recent Sargassum inundation events in the Caribbean shipboard observations reveal dominance of a previously rare form. *Oceanography*, 28, 8–10.
- Secretaría de Salud. (2010). Norma Oficial Mexicana NOM-030-SSA2-1999, para la Prevención, Tratamiento y Control de la Hipertensión Arterial. Disponible en: <http://www.salud.gob.mx/unidades/cdi/nom/030ssa29.html> Consultado el 10 de septiembre de 2021.
- Shinya, Y. & Matsumura, Y. (2008). *The Asian biomass handbook*. The Japan Institute of Energy: Japan.
- Sivakumar, S. R., & Arunkumar, K. (2009). Sodium, potassium and sulphate composition in some seaweeds occurring along the coast of Gulf of Mannar,

- India. *Asian Journal of Plant Sciences*, 8(7), 500-504.
- Siwulski, M., Mleczek, M., Rzymiski, P., Budka, A., Jasińska, A., Niedzielski, P., ... & Mikołajczak, P. (2017). Screening the multi-element content of *Pleurotus* mushroom species using inductively coupled plasma optical emission spectrometer (ICP-OES). *Food Analytical Methods*, 10(2), 487-496.
- Streefland, M. (2010). *Report on Biofuel Production Processes from Micro, Macroalgae and Other Aquatic Biomass*. AquaFUELS: Brussels, Belgium.
- Sun, J.C. & Tan, H.P. (2013). Alginate-based biomaterials for regenerative medicine applications. *Materials*, 6, 1285–1309.
- Barbot, Y., Thomsen, C., Thomsen, L. & Benz, R. (2015). Anaerobic digestion of *Laminaria japonica* waste from industrial production residues in laboratory and pilot-scale. *Mar. Drugs*, 13, 5947
- Tiwari, B., Troy, D. (2015). *Seaweed Sustainability: Food and Non-Food Applications*. Academic Press: Amsterdam, The Netherlands.
- Valderrama, D., Cai, J., Hishamunda, N. & Ridler, N. (2014). *Social and Economic Dimensions of Carrageenan Seaweed Farming*. FAO Fisheries and Aquaculture technical paper 580. FAO: Rome, Italy.
- Valencia de Ita, M. Á., Castañeda Antonio, M. D., Huerta Lara, M., & Romero Arenas, O. (2019). Carrizo silvestre (*Arundo donax*) como sustrato alternativo en la producción de *Pleurotus ostreatus*. *Scientia Fungorum*, 48: 15–22.
- Van-Ginneken, V.J.T., Helsper, J., de Visser, W., Van-Keulen, H., Brandenburg, W.A. (2011). Polyunsaturated fatty acids in various macroalgal species from North Atlantic and tropical seas. *Lipids Health Dis.*, 10, 104.

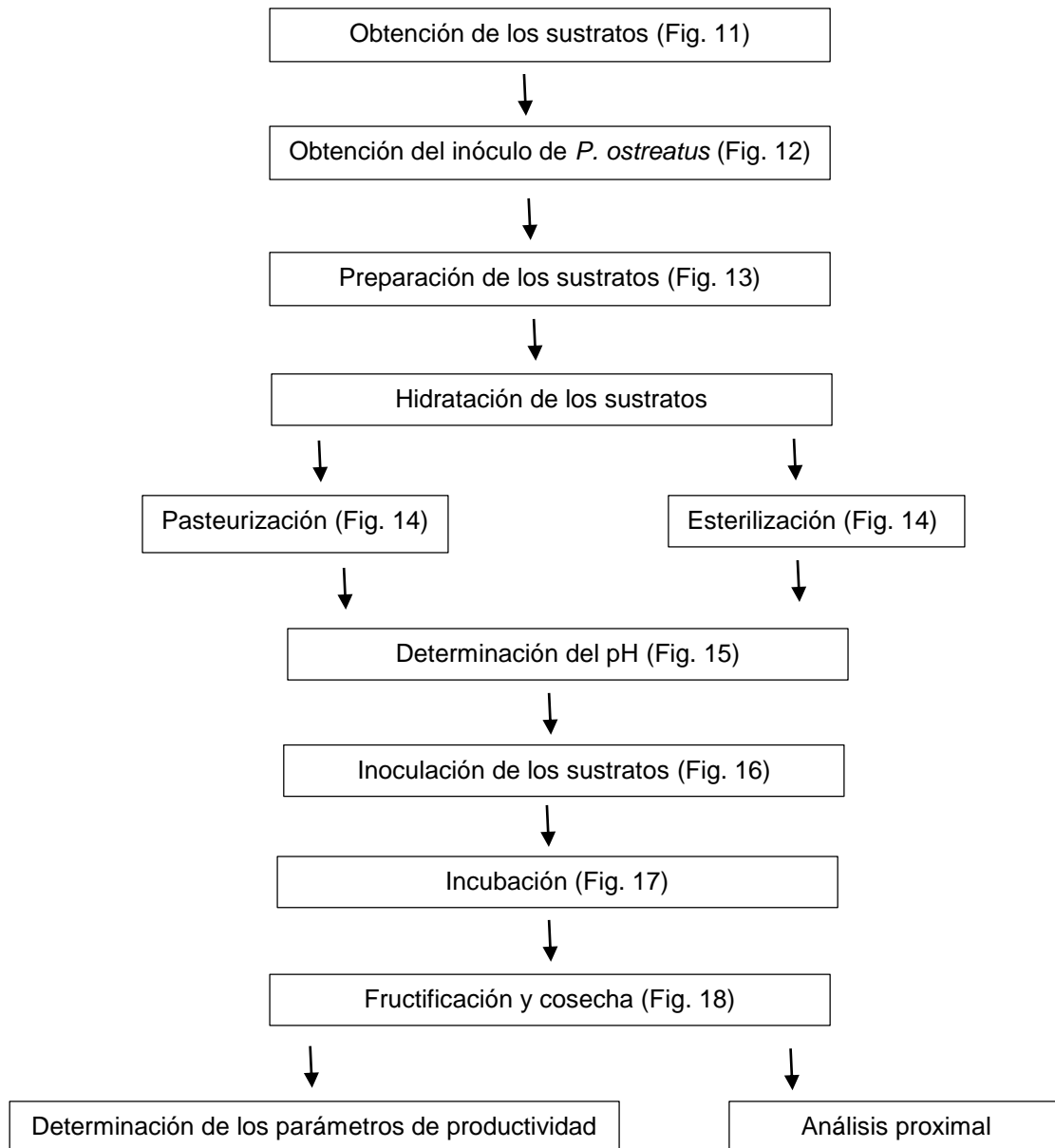
- Vargas, P.S., Hoyos, J. L., y Mosquera, S. A. (2012). Uso de la hojarasca de roble y bagazo de caña en la producción de *Pleurotus ostreatus*. *Biotechnología en el sector agropecuario y Agroindustrial*, 10(1): 136-145.
- Varnero, M. T., Quiroz, M. S., & Álvarez, C. H. (2010). Utilización de residuos forestales lignocelulósicos para producción del hongo ostra (*Pleurotus ostreatus*). *Informacion Tecnologica*. Vallejós, E. L. C. y S. V. (2012). Algas Diversidad Vegetal. *Algas Diversidad Vegetal*. 21(2): 13–20.
- Vega, A., & Franco, H. (2013). Productividad y calidad de los cuerpos fructíferos de los hongos comestibles *Pleurotus pulmonarius* RN2 y *P. djamor* RN81 y RN82 cultivados sobre sustratos lignocelulósicos. *Información tecnológica*, 24(1), 69-78.
- Velasco-González, O., Echavarría-Almeida, S., Sifuentes-Díaz de León, A., & Casas-Valdez, M. (2013). Uso del alga marina *Sargassum spp.* adicionada a la harina de trigo para preparar galletas alimenticias para consumo humano. *Bioagro*, 25(3): 189–194.
- Vilchis, M. I., Dreckmann, K. M., García-Trejo, E. A., Hernández, O. E., & Sentíes, A. (2018). Patrones de distribución de las grandes macroalgas en el golfo de México y el Caribe mexicano: una contribución a la biología de la conservación. *Revista mexicana de biodiversidad*, 89(1): 183-192.
- Wang, S., Jiang, X.M., Wang, Q., Han, X.X. & Ji, H.S. (2013). Experiment and grey relational analysis of seaweed particle combustion in a fluidized bed. *Energy Conv. Manag.*, 66, 115–120.
- Ward, A.J., Lewis, D.M. & Green, B. (2014). Anaerobic digestion of algae biomass: A review. *Algal Res. Biomass Biofuels Bioprod.* 5, 204–214.

Williams, A. & Feagin, R. (2010). *Sargassum* as a natural solution to enhance dune plant growth. *Environ. Manag.*, 46, 738–747.

Yende, S.R., Harle, U.N. & Chaugule, B.B. (2014). Therapeutic potential and health benefits of *Sargassum* species. *Pharmacogn. Rev.* 8, 1–7.

ANEXO 1

Diagrama de flujo sobre la metodología empleada.



Anexo 2

Imágenes tomadas en las diferentes etapas de la metodología.



Figura 11. Sustratos obtenidos. A la izquierda *Sargassum* sp. y a la derecha paja de trigo.



Figura 12. Inóculo de *P. ostreatus* utilizado en el proyecto.



Figura 13. Preparación de los sustratos.



Figura 14. Pasteurización de la paja de trigo a la izquierda y esterilización del sargazo a la derecha.



Figura 15. Determinación del pH.



Figura 16. Inoculación de los sustratos.



Figura 17. Incubación.



Figura 18. Fructificación a la izquierda y cosecha a la derecha.