



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

Remoción de anilina azul por *Pleurotus ostreatus* en
cultivo sumergido

TESIS

Que para obtener
el Título de Ingeniera en Biotecnología

PRESENTA

Fatima Ruby Pérez Montiel

DIRECTORA

Dra. Martha Gayosso Canales

COMITÉ TUTORAL

Dra. Lizbeth González Victoriano

Ing. Norma Yacelit Trápala Pineda

Tulancingo de Bravo, Hgo., México 2026



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Instituto de Ciencias Agropecuarias
Institute of Agricultural Sciences
Área Académica de Ciencias Agrícolas y Forestales
Academic Area of Agricultural and Forestry Sciences

Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hgo., a 6 de julio de 2026
Asunto: Autorización de impresión

MTRA. OJUKY DEL ROCÍO ISLAS MALDONADO
DIRECTORA DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR DE LA UA EH

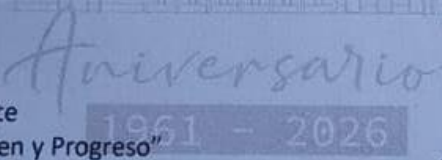
Por este conducto y con fundamento en el Título Cuarto, Capítulo I, Artículo 40 del Reglamento de Titulación, le comunico que el jurado que le fue asignado al pasante de Licenciatura en Ingeniería en Biotecnología, **Fatima Ruby Pérez Montiel**, quien presenta el trabajo de Tesis denominado **"Remoción de anilina azul por *Pleurotus ostreatus* en cultivo sumergido"**, que después de revisarlo en reunión de comité de tesis, ha decidido autorizar la impresión de este, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación, se anotan las firmas de conformidad de los miembros del comité de tesis:

DIRECTORA Dra. Martha Gayosso Canales
ASESORA Dra. Lizbeth González Victoriano
ASESORA Ing. Norma Yacelit Trápala Pineda

Sin otro particular por el momento, me despido de usted.

Atentamente
"Amor, Orden y Progreso"


Mtro. Luis González de la Rosa
Coordinador de Ingeniería en Biotecnología

"Amor, Orden y Progreso"



Av. Universidad No. 133, Col. San Miguel Huatengo, Santiago
Tulantepec, C.P. 43775. Hidalgo, Mexico.
Teléfono: 7717172000 Ext. 42073
profe_5566@uaeh.edu.mx

uaeh.edu.mx

AGRADECIMIENTOS

Quiero iniciar expresando mi más profundo agradecimiento a la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo y, de manera especial, al Instituto de Ciencias Agropecuarias, mi casa de estudios, que me ha brindado la oportunidad de conocer, explorar y fortalecer mis conocimientos, competencias y herramientas para formarme como Ingeniera en Biotecnología.

Agradezco de todo corazón a la Dra. Martha Gayosso Canales, quien no solo me brindó su apoyo incondicional durante la realización de este proyecto, sino también su amistad y cariño. Gracias a ella por enseñarme el verdadero valor de mi formación y por transmitirme su pasión por la ciencia desde el primer momento. Sin su dedicación, paciencia y confianza, no habría podido convertirme en la persona que soy hoy, ni habría sido posible alcanzar este logro académico tan significativo en mi vida.

Asimismo, extiendo mi agradecimiento a la Dra. Lizbeth González Victoriano y a la Ing. Norma Yacelit Trápala Pineda, por su valiosa asesoría y acompañamiento a lo largo de esta investigación.

Con todo mi agradecimiento y amor
Pérez Montiel Fatima Ruby

DEDICATORIAS

A mis padres Ángeles y Miguel

No hay palabras suficientes para agradecerles todo lo que han hecho por mí. Este logro no es solo mío, es de ustedes. Porque con su paciencia, su esfuerzo y su amor incondicional hicieron posible que yo estuviera aquí hoy. Gracias por cada palabra de aliento cuando quería rendirme, por creer en mí incluso cuando yo dudaba. Ustedes me enseñaron que el camino se construye paso a paso, con perseverancia y valentía, y que los sueños se alcanzan cuando uno se atreve a luchar por ellos. No me alcanzará la vida para devolverles todo el amor que me han dado, pero quiero que sepan que cada logro que tengo, cada meta que alcanzo, lleva su nombre. Son mi mayor inspiración y mi hogar siempre.

A mis hermanos Samuel, Ana y Esmeralda

Por todo su apoyo y su cariño inagotable. Por escucharme con la misma emoción con la que yo les contaba cada nuevo aprendizaje, por animarme cuando sentía que no podía más y por todos esos pequeños y grandes sacrificios que hicieron para que yo llegara hasta aquí. Tenerlos a mi lado ha sido uno de los mayores regalos en este camino.

A mis amigos Alejandro, Mariana y Samantha

Por estar siempre ahí, en las buenas y en las no tan buenas. Cada palabra de aliento que me regalaron fue un abrazo al alma en los días más pesados, y su compañía hizo que este camino fuera más llevadero. Me ayudaron a creer en mí cuando yo misma dudaba, y me demostraron, con hechos más que con palabras, que los verdaderos amigos existen y que yo tuve la fortuna de encontrarlos en ustedes.

A mi pareja Rodrigo Aram

Por tu amor incondicional, que fue el motor que me impulsó a seguir adelante cuando todo parecía difícil. Sin tu apoyo constante, tu paciencia infinita en mis días de estrés y tu mano tendida cuando me sentía rebasada, esta tesis no habría sido posible. Gracias por ser mi refugio, mi calma y mi mayor fortaleza. Eres mi hogar en medio de la tormenta.

A mi gato Ned

Porque tu compañía silenciosa en mis noches de desvelo fue el más puro y sincero acto de amor que pude recibir. Tus ronroneos fueron mi consuelo y tu presencia, mi paz. Te amaré por el resto de mi vida, mi corazón seguirá buscándote.

Índice

Resumen	5
1. Introducción	6
2. Marco teórico	7
2.1 Colorantes textiles	7
2.2 Impacto ambiental	11
2.2.1 Persistencia en los cuerpos de agua	11
2.2.2 Efectos tóxicos y mutagénicos en organismos acuáticos y humanos	12
2.3 Biodegradación microbiana de colorantes textiles	14
2.3.1 Biodegradación con bacterias	16
2.3.2 Biodegradación con microalgas	18
2.4 Biodegradación con hongos de la pudrición blanca (HPB)	19
2.4.1 <i>Pleurotus ostreatus</i>	24
2.5 Anilina azul	25
3. Justificación	28
4. Objetivos	29
4.1 Objetivo general	29
4.2 Objetivos específicos	29
5. Materiales y Métodos	30
5.1 Material biológico y reactivos químicos	30
5.2 Diseño experimental	30
5.3 Preparación del inóculo	31
5.4 Remoción de anilina azul por <i>P. ostreatus</i>	31
5.5 Cuantificación de proteínas	31
5.6 Actividad de lacasa	32
5.7 Procesamiento de las muestras	32
5.8 Análisis estadístico	33
6. Resultados y discusiones	34
6.1 Producción de proteínas	34
6.2 Actividad específica enzimática	36
6.3 Remoción de anilina azul	37
6.4 Análisis estadístico	39
7. Conclusiones	41
8. Referencias	42
9. Anexos	56

Resumen

La industria textil es una de las principales generadoras de contaminación hídrica debido al uso intensivo de colorantes sintéticos, del 10 al 15% de estos compuestos no se fijan a las fibras y son descargados en cuerpos de agua, donde alteran la transparencia, reducen la penetración de luz y afectan la fotosíntesis de organismos acuáticos. En particular, la anilina azul, un colorante trifenilmetano, que tiene alta estabilidad, persistencia ambiental y toxicidad, permanece en el agua. Frente a esta problemática, los hongos de la pudrición blanca son una alternativa sostenible, capaz de oxidar estructuras aromáticas complejas mediante enzimas como la lacasa. Por esto, fue evaluada la capacidad de *P. ostreatus* para degradar anilina azul en cultivo sumergido con 200 mg/L de anilina azul, durante 4, 8 y 12 días. La remoción de anilina azul registrada fue del 50% a los 4 días, 91% a los 8 días y 92% a los 12 días. La producción de proteínas extracelulares alcanzó su máximo (0.431 mg/mL) a los 4 días, mostrando una respuesta metabólica inducida por el colorante. La actividad lacasa presentó diferencias significativas entre tiempos ($p < 0.05$): 0.006 U/mL a los 4 días, 0.334 U/mL a los 8 días y 0.141 U/mL a los 12 días. La mayor eficiencia de remoción coincidió con los valores más altos de actividad lacasa, lo que sugiere la participación de esta enzima en el proceso.

Palabras clave: biorremediación, *Pleurotus ostreatus*, anilina azul, lacasa, colorantes textiles

1. Introducción

La industria textil es uno de los sectores manufactureros de mayor importancia a nivel mundial debido a la producción y comercialización de fibras, hilos, tejidos y prendas de vestir. Sin embargo, el crecimiento de esta industria tiene consecuencias ambientales, por la gran cantidad de agua utilizada durante los procesos de teñido y acabado, entre el 10 y el 15 % del colorante empleado en el proceso de teñido no es fijado a las fibras textiles y permanece en las aguas residuales que en muchos casos son vertidas a los cuerpos de agua sin un tratamiento adecuado (Hoseinzadeh y Rezaee, 2015; Dauda y Erkurt, 2019). En consecuencia, cada año se liberan al ambiente entre 280,000 y 700,000 toneladas de colorantes textiles que contribuyen a la contaminación de los ecosistemas acuáticos (Singh, 2017; Rafik et al., 2019). Así, la industria textil es una de las principales fuentes de contaminación hídrica, es responsable de aproximadamente el 20 % del desperdicio mundial de agua y del 10 % de las emisiones globales de gases de efecto invernadero (UNEP, 2019; Ahsan et al., 2022).

Entre los colorantes sintéticos de mayor interés ambiental están los del grupo trifenilmetano, sus estructuras aromáticas altamente recalcitrantes les confieren estabilidad y resistencia a los procesos convencionales de degradación (cita). Estos compuestos son utilizados para el teñido de lana, seda, algodón y nylon, ya que proporcionan una coloración intensa y estable (Azmi, Sani y Banerjee, 1998); entre ellos está la anilina azul (Acid Blue 25, C.I. 62055) que tiene efectos tóxicos sobre peces, microalgas y crustáceos como *Daphnia magna*, además de evidencias de actividad genotóxica y mutagénica (Lü et al., 2021; Thakurata et al., 2022). Frente a esta problemática, la aplicación de tecnologías biológicas es una alternativa para el tratamiento de aguas residuales contaminadas con anilina azul, que son menos costosas, generan menos residuos y son más compatibles con el medio ambiente que los métodos fisicoquímicos convencionales (Tripathi et al., 2023).

Aunque numerosos estudios reportan la biodegradación de colorantes sintéticos mediante HPB, estos se enfocan a colorantes azoicos y antraquinónicos (citas). En contraste, la información sobre la remoción de anilina azul es limitada, por ello el objetivo de esta investigación fue evaluar la capacidad de *P. ostreatus* para remover anilina azul en cultivo sumergido bajo condiciones de laboratorio y determinar la relación entre la actividad de la enzima lacasa y la eficiencia de remoción del colorante, con la finalidad de identificar el periodo de incubación que permita optimizar su aplicación en procesos de biorremediación de aguas residuales contaminadas con colorantes textiles.

2. Marco teórico

2.1 Colorantes textiles

La industria textil es una de las más influyentes a nivel mundial, desempeñando un papel clave en la economía global a través de la producción, distribución y comercialización de fibras, hilos, telas y productos confeccionados. Sin embargo, su impacto ambiental es significativo, ya que es una de las principales fuentes de contaminación del agua debido al uso intensivo de colorantes en sus procesos de teñido (Hoseinzadeh y Rezaee, 2015). Se estima que entre el 10 y el 15 % del colorante aplicado durante los procesos de teñido no logra fijarse a las fibras textiles, por lo que es liberado a través de los efluentes industriales, en consecuencia, estos compuestos permanecen en solución y son liberados a través de los efluentes industriales. En muchos casos, dichas aguas residuales son descargadas directamente en cuerpos de agua naturales sin recibir un tratamiento adecuado, lo que contribuye significativamente a la contaminación ambiental (Dauda y Erkurt, 2019). A pesar de que la concentración de estos compuestos en el agua puede ser menor a 1 mg/L, su efecto es visible y puede afectar la calidad del agua (Gupta et al., 2003; Sugumar y Sadanandan, 2010; Kabra et al., 2011; Garg et al., 2020).

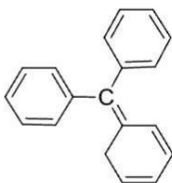
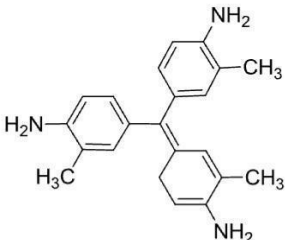
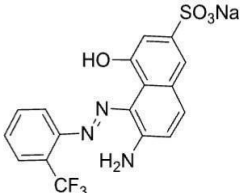
Además, el alto consumo de agua en la industria textil es alarmante, se requieren aproximadamente 200 L de agua y de 50 a 90 g de colorante por kilogramo de producto textil (Bera y Tank, 2021; Ghaly et al., 2014). A nivel mundial, esta industria libera entre 280 000 y 700 000 toneladas de colorantes textiles al año a través de sus aguas residuales (Singh, 2017; Rafik et al., 2019). Algunos de estos colorantes persisten en el medio ambiente durante décadas, por ejemplo, el azul reactivo hidrolizado 19, ampliamente utilizado, tiene una vida media ambiental de 46 años en condiciones de pH 7 y temperatura de 25 °C (Zaharia y Suteu, 2012; Awasthi et al., 2019).

Indudablemente, la contaminación del agua con colorantes textiles no solo afecta su calidad, sino que también puede ingresar a la cadena alimentaria y bioacumularse en organismos acuáticos, los estudios demuestran que estos compuestos interfieren en la fotosíntesis y generar efectos ecotóxicos, mutagénicos y cancerígenos para los microorganismos y para el ser humano si los efluentes no reciben un tratamiento adecuado (Desai et al., 2021). Debido a estos efectos adversos, la eliminación de estos tóxicos de las aguas residuales es uno de los desafíos ambientales más urgentes (Seo et al., 2015; Goswami et al., 2020; Kiran et al., 2022).

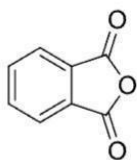
La Junta Central de Control de Contaminación (CPCB) clasifica a la industria textil como altamente contaminante, siendo la principal fuente de contaminación los colorantes (Ahsan et al., 2022). De acuerdo con el Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA), esta industria es responsable del 20 % del desperdicio global de agua y del 10 % de las emisiones de gases de efecto invernadero (UNEP, 2019). Existen más de 10,000 tipos de pigmentos y colorantes sintéticos utilizados en diversas industrias como la alimentaria, cosmética, del cuero, pintura y barniz, aunque la industria textil es la que más los emplea (Yaseen y Scholz, 2019).

Los colorantes sintéticos están compuestos por estructuras aromáticas conjugadas que absorben o emiten luz en la región visible (400-700 nm), lo que les permite impartir color a los materiales (Cuadro 1). Su estructura química incluye grupos cromóforos, que son los responsables del color, y grupos auxocromos, que intensifican o modifican la tonalidad y facilitan la fijación en los tejidos (Malik et al., 2014; Benkhaya et al., 2020). Entre los cromóforos más comunes se encuentran los grupos azo, $N=N$; carbonilo, $C=O$; metino, $-CH=$; nitro, $-NO_2$; y nitroso, $-N=O$; mientras que los auxocromos más frecuentes incluyen los grupos carboxilo, $-COOH$; amino, $-NH_2$; sulfonato, $-SO_3H$ e hidroxilo, $-OH$ (Dassanayake et al., 2021).

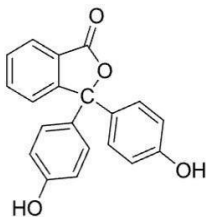
Cuadro 1. Clasificación de colorantes textiles de acuerdo a su estructura química.

Clasificación y estructura	Nombre del colorante	Estructura química	Aplicación
Trifenilmetilo 	Violeta básico 2		Usado para dar color a chocolates, coberturas, manteca de cacao y productos a base de grasas. Usado para teñir fibras naturales y sintéticas, como algodón, lana, poliéster y nylon.
Azo 	Rojo ácido 337		Usado para teñir fibras de lana, seda y nylon para la fabricación de alfombras y textiles.

Ftaleína



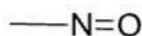
Fenolftaleína



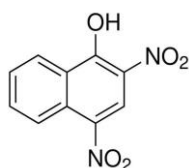
Utilizado como componente o precursor de pigmentos rosados o rojos en textiles, pinturas y decoraciones.

Como indicador de pH en titulaciones ácido-base para identificar el punto de equivalencia

Nitroso

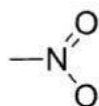


Amarillo de Martius

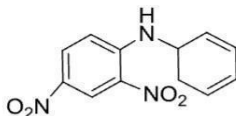


Usado para proteger la lana de las polillas.

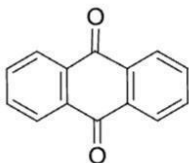
Nitro



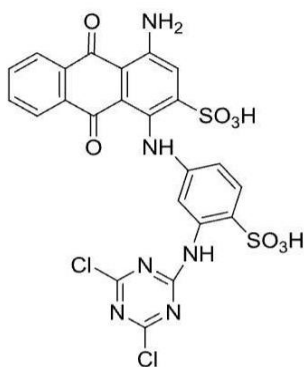
Amarillo disperso 14



Antraquinona

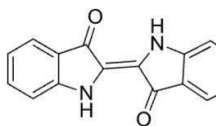


Azul reactivo 4

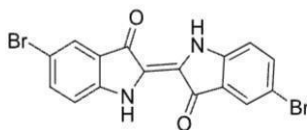


Usado en bioprocesamientos, cultivo celular, terapia celular y génica, cromatografía, etc.

Índigo



C.I. Vat Blue 35



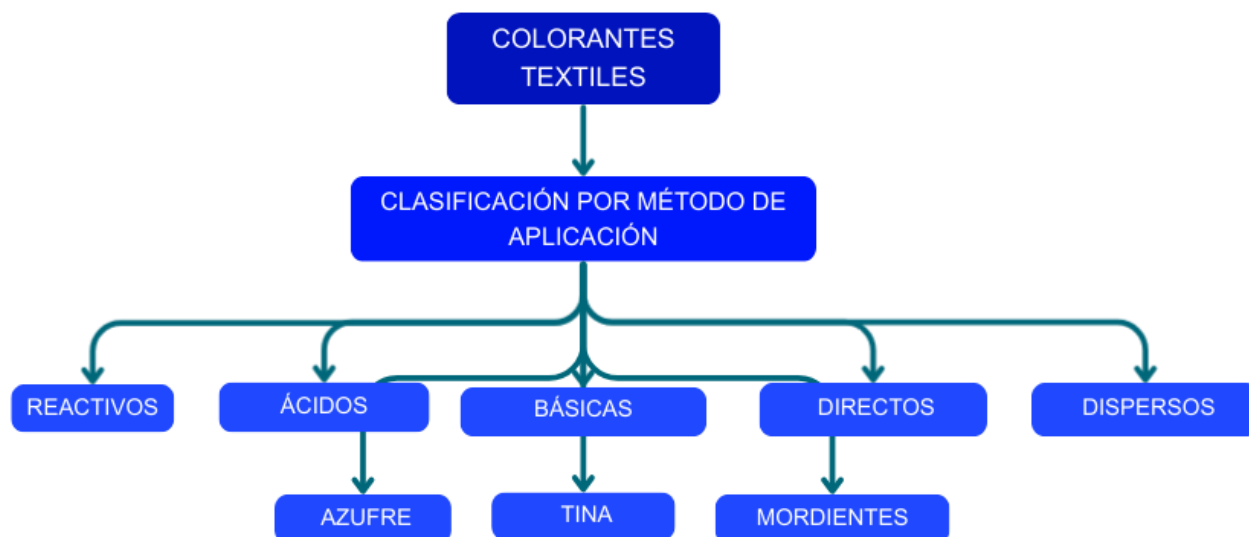
Dentro de la clasificación de colorantes, los azoicos constituyen la clase más grande, representando el 70 % de los colorantes textiles debido a su estabilidad química y a su facilidad de absorción de luz en el espectro visible, gracias a la deslocalización de electrones π en sus enlaces azo. Los colorantes azoicos se caracterizan por la presencia de uno o más enlaces azo ($-N=N-$) unidos a anillos aromáticos, como benceno o naftaleno. De acuerdo con el número de enlaces azo presentes en su estructura, se clasifican en monoazo, diazo y triazo. Cabe destacar que, su degradación depende de

su estructura química, aquellos con un solo enlace azo son degradados hasta un 50 % más rápido que los colorantes con estructuras más complejas. Además, dependiendo del pH, los colorantes azo pueden presentarse en formas aniónicas, catiónicas o no iónicas, lo que afecta su solubilidad y comportamiento en el medio ambiente (Sulekova et al., 2017).

Además, según el índice de color, los colorantes son clasificados en diversas categorías (Figura 1), cada categoría es única en cuanto a su solubilidad, adherencia a los tejidos y resistencia a la degradación. Sin embargo, todos ellos contribuyen a la contaminación ambiental si no se manejan adecuadamente (Saratale et al., 2020).



A) Clasificación de colorantes textiles de acuerdo a su composición química



B) Clasificación de colorantes textiles de acuerdo a su aplicación

Figura 1. Esquema de clasificación de colorantes textiles (Sharma, Sharma y Soni, 2023).

2.2 Impacto ambiental

2.2.1 Persistencia en los cuerpos de agua

La composición química de los colorantes azoicos le confiere una elevada estabilidad y resistencia a la degradación, lo que favorece su permanencia en el ambiente durante largos periodos de tiempo y los convierte en un problema de salud pública (Li et al., 2017). Como consecuencia, la presencia de colorantes sintéticos en cuerpos de agua no solo es un problema estético, sino también un obstáculo para el proceso fotosintético de los organismos acuáticos, debido a que el bloqueo de la penetración de la luz solar reduce el oxígeno disuelto en las capas más profundas ocasionando daños ambientales severos y la muerte de organismos acuáticos (Soares et al., 2000; Garg y Tripathi, 2017). En conjunto, estos efectos contribuyen al deterioro de la calidad del agua y generando efectos tóxicos para la flora y fauna acuáticas (Lalnunhlimi y Veenagayathri, 2016).

Además, la persistencia de los colorantes en los cuerpos de agua incrementa la demanda química de oxígeno (DQO), los sólidos disueltos totales (TDS), los sólidos suspendidos totales (TSS) y tiñe el agua (Tahir et al., 2021). Los cuerpos de agua con acumulación

de residuos orgánicos favorecen la proliferación bacteriana, olores pestilentes y una alteración significativa en su coloración (Khattab et al., 2018). El derrame constante e incontrolado de los colorantes azoicos provoca la eutrofización de los cuerpos de agua, lo cual ocasiona interferencia en el proceso de fotosíntesis de las plantas marinas. Adicionalmente, las aguas residuales que contienen estos colorantes sintéticos normalmente presentan colores brillantes, pH fluctuante y cantidades muy grandes de carbono orgánico total (COT), demanda química de oxígeno, demanda biológica de oxígeno (DBO) y partículas en suspensión, que dificultan el intercambio de gases, al bloquear el flujo de agua a través de las branquias de los peces, provocando así, disminución en el crecimiento o en el peor de los casos, la muerte de las especies (Rafik et al., 2019).

2.2.2 Efectos tóxicos y mutagénicos en organismos acuáticos y humanos

Cuando sustancias orgánicas, como los colorantes, son vertidas al medio ambiente a través de las aguas residuales provenientes de los procesos de acabado textil, los sistemas bacterianos naturales responsables de regular el consumo de oxígeno resultan insuficientes para compensar dicha carga contaminante (Wan et al., 2017). Como consecuencia, particularmente en ambientes acuáticos de flujo lento, esto provoca una reducción crítica del oxígeno disuelto, ya que las bacterias, al descomponer entre 7 y 8 mg de materia orgánica, pueden agotar completamente el oxígeno disponible en un litro de agua (Lim et al., 2010).

En este contexto, la descarga continua de aguas residuales provenientes de la industria textil en cuerpos de agua representa un grave problema ambiental y sanitario. Particularmente, los colorantes azoicos sintéticos y sus productos de degradación son altamente tóxicos debido a su naturaleza cancerígena, teratogénica y mutagénica. Se estima que aproximadamente entre el 60 y 70% de estos compuestos son resistentes a los procedimientos de tratamiento convencionales lo que dificulta su eliminación y favorece su persistencia en el ambiente (Rawat et al., 2018). La exposición a estos colorantes puede provocar cambios genéticos, inflamación de la piel, hipersensibilidad e irritaciones cutáneas en los seres humanos, lo que, a su vez, puede derivar en problemas de salud aún más graves (Sarvajith et al., 2024). Además, en concentraciones elevadas, estos compuestos están asociados con enfermedades como el cáncer (Kumar y Tamilarasan, 2013). También es importante destacar que su alto contenido de metales y productos químicos con pH elevado contribuye a su persistencia en el ambiente. Esta

característica está asociada a la naturaleza xenobiótica de estos compuestos, la que dificulta su degradación por los mecanismos biológicos naturales (Selvaraj et al., 2021). En lo que respecta al impacto sobre la vegetación, los colorantes textiles representan un riesgo para el desarrollo de las plantas, alterar los ecosistemas acuáticos y la salud de los seres vivos. En el caso de las plantas, estos compuestos pueden afectar gravemente tanto la germinación como la floración. De hecho, la capacidad de las semillas para germinar, así como el crecimiento y la supervivencia de las plántulas, son parámetros ampliamente utilizados para determinar el impacto de estos contaminantes en la salud vegetal (Arshad et al., 2020). Normalmente, las plantas con ramas robustas y verdes pueden convertir eficientemente la luz solar en energía gracias a su contenido de clorofila, lo que permite la producción de materia orgánica esencial. Sin embargo, la presencia de colorantes en los efluentes industriales interfiere con este proceso, reduciendo el contenido de clorofila y dificultando la fotosíntesis. Como resultado, se ralentiza el crecimiento vegetal y disminuye la acumulación de biomasa (Zou et al., 2019; Sharma et al., 2020). Adicionalmente, los sólidos suspendidos en el agua contaminada no solo reducen la disponibilidad de oxígeno disuelto necesario para las plántulas, sino que también alteran la presión osmótica de las semillas e incrementan los niveles de ácido abscísico, una hormona que descompone la clorofila e inhibe el crecimiento (Hassan y Carr, 2018; Zhu et al., 2017). Como mecanismo de respuesta al estrés causado por estos efluentes, las plantas acumulan prolina, dicho compuesto es un indicador fisiológico del daño ocasionado por contaminantes ambientales (Ebency et al., 2013).

Por otro lado, estos contaminantes, especialmente los azoicos, también representan una grave amenaza para los ecosistemas acuáticos y la salud humana. En cuerpos de agua, estos compuestos alteran propiedades fisicoquímicas como el pH, la transparencia y el oxígeno disuelto, lo cual afecta tanto la biodiversidad como la calidad ambiental. Se ha demostrado que los colorantes azoicos y sus metabolitos están vinculados con el desarrollo de diversas enfermedades, incluido el cáncer, tanto en humanos como en animales (Piątkowska et al., 2018; Jin et al., 2021; Tounsadi et al., 2020). Asimismo, estos compuestos se han asociado a problemas dermatológicos, alteraciones en el sistema nervioso central e irritaciones cutáneas y oculares, especialmente cuando se inhalan o entran en contacto con la piel (Clark, 2011; Wu et al., 2021). Es importante resaltar que la elevada toxicidad de estos colorantes y su capacidad para desactivar enzimas mediante la sustitución de cofactores enzimáticos refuerzan su peligrosidad ambiental y sanitaria. Un ejemplo de esto es la inhibición de la enzima monoaminooxidasa intracelular A, esencial para el funcionamiento del sistema nervioso central humano, la cual puede ser bloqueada por algunos de estos compuestos (Li et al.,

2014). Por lo tanto, resulta fundamental minimizar el uso de estos colorantes y garantizar el tratamiento adecuado de los efluentes industriales con el fin de mitigar sus efectos adversos en el ambiente y la salud.

2.3 Biodegradación microbiana de colorantes textiles

Aunque existen diversas técnicas fisicoquímicas y biológicas para tratar las aguas residuales de la industria textil, las técnicas fisicoquímicas no son sostenibles, rentables ni respetuosas con el medio ambiente; por esta razón, los métodos biológicos son recomendables para la degradación de los colorantes textiles (Tripathi et al., 2023). En este contexto, los tratamientos biológicos que emplean bacterias, hongos y algas son alternativas más económicas y ecológicas en comparación con las técnicas fisicoquímicas. A pesar de sus múltiples ventajas, el tratamiento biológico también tiene ciertas limitaciones, como tiempos de retención prolongados, sensibilidad a compuestos tóxicos y la necesidad de gestionar cuidadosamente las comunidades microbianas (Ceretta et al., 2021). La efectividad en la eliminación del color mediante microorganismos depende de factores bióticos y abióticos que pueden afectar a la comunidad microbiana y, en consecuencia, la velocidad de las reacciones bioquímicas del proceso (Aragaw, 2024).

En cuanto a los factores ambientales, el pH desempeña un papel determinante en la biodegradación de los colorantes, con un intervalo óptimo que se encuentra entre 6 y 10, dependiendo del tipo de microorganismo utilizado, ya sea acidófilo, neutrófilo o alcalófilo (Selvakumar et al., 2013; Jamee y Siddique, 2019). Sin embargo, la eficiencia de remoción varía según el tipo de colorante, incluso si se emplean los mismos microorganismos, debido a que la acidez en el cultivo microbiano puede inhibir los cationes del colorante y obstaculizar la actividad microbiana, reduciendo así la eficiencia del proceso (Rania Al-Tohamy et al., 2020). Además, los cambios químicos en la estructura del colorante, ocasionados por reacciones de protonación o desprotonación en condiciones altamente ácidas o básicas, también pueden afectar la capacidad de degradación microbiana (Srinivasan y Sadasivam, 2021).

Otro factor importante es la temperatura del proceso, que influye en la supervivencia microbiana y en la actividad enzimática (Aragaw, 2024). Las temperaturas extremas, alteran la energía de activación necesaria para la remoción microbiana, afectando la eficiencia del proceso debido a la posible desnaturalización de las enzimas involucradas (Pinheiro et al., 2022). Asimismo, la temperatura puede modificar el estado físico de la

muestra, afectando propiedades como la solubilidad, viscosidad y la ionización, lo que repercute en la accesibilidad de los microorganismos a los contaminantes (Roy et al., 2018). Por otra parte, las condiciones de incubación también juegan un papel clave en la biodegradación de los colorantes, estas pueden ser anaerobias, anaerobias facultativas o aeróbicas (Jamee y Siddique, 2019). En particular, la reducción de los colorantes azoicos a aminas aromáticas se lleva a cabo en condiciones anaeróbicas, con la ayuda de fuentes de carbono simples, como la glucosa (Arora, 2015). En este proceso la enzima azoreductasa es la encargada de la escisión reductora de los enlaces azo (Thakur et al., 2014). Sin embargo, la presencia prolongada de colorantes textiles en las aguas residuales restringe el crecimiento de los microorganismos aerobios, ya que el oxígeno disuelto se utiliza como aceptor final de electrones en lugar de las moléculas de colorante, esto ocurre debido a la menor permeabilidad del proceso aeróbico (Pinheiro et al., 2022).

Dentro de los factores bióticos que afectan el rendimiento de la degradación de los colorantes azoicos se encuentran la actividad enzimática, la disponibilidad de nutrientes, el crecimiento microbiano, la cantidad de biomasa, la composición de la comunidad microbiana, así como la mutación y la transferencia horizontal de genes (Aragaw, 2024). La eficiencia del tratamiento biológico de las aguas residuales también depende de la disponibilidad de materia orgánica en el proceso, así como del tipo de comunidades microbianas encargadas de metabolizar los contaminantes. En este sentido, la tasa de degradación está determinada por la capacidad de los microorganismos para producir enzimas específicas involucradas en la biodegradación de los colorantes (Singh et al., 2015). Además, los consorcios microbianos mixtos tienen la capacidad de cooperar para descomponer completamente las moléculas de colorantes y sus productos químicos, minimizando la acumulación de compuestos intermediarios tóxicos (Joshi et al., 2021). Algunos microorganismos poseen mecanismos especializados de desintoxicación y adaptación, que les permite neutralizar compuestos peligrosos generados durante la degradación. Esto reduce la toxicidad para toda la comunidad microbiana y confiere a los consorcios una mayor resiliencia ambiental, asegurando la continuidad del proceso degradativo incluso en condiciones adversas (Al-Tohamy et al., 2022).

La toxicidad de los colorantes y de los compuestos generados durante el proceso de degradación, como las aminas aromáticas y los compuestos fenólicos, pueden variar en función de la composición de la comunidad microbiana involucrada en el proceso. Mientras que un microorganismo individual puede realizar una degradación parcial de los colorantes, convirtiéndolos en compuestos menos tóxicos, una comunidad microbiana mixta puede continuar metabolizándolos hasta reducir significativamente su toxicidad.

Esta mayor eficiencia podría deberse a diversos factores como la diversidad metabólica de las comunidades microbianas, las interacciones sinérgicas entre los distintos microorganismos durante la degradación, los mecanismos de desintoxicación y la capacidad de adaptación al entorno (Das y Debnath., 2023).

Entre las opciones de tratamiento biológico, el uso de microorganismos alcalófilos representa una buena alternativa debido a sus capacidades bioquímicas únicas y a su capacidad para tolerar condiciones ambientales extremas (Bogale et al., 2024). Las aguas residuales generadas durante los procesos de teñido y acabado suelen presentar valores elevados de pH, altas concentraciones de sales y compuestos químicos altamente tóxicos, lo que dificulta la eficiencia de los métodos de tratamiento convencionales. Sin embargo, estos microorganismos son capaces de metabolizar eficientemente diversos productos químicos en entornos extremos además pueden degradar y decolorar una amplia variedad de colorantes, incluidos los azoicos, los cuales son los más utilizados en la industria textil pero muy difíciles de degradar debido a su alta estabilidad química (Tizazu et al., 2022).

Con respecto a los mecanismos de biodegradación, la primera etapa comprende la ruptura del enlace azoico ($-N=N-$), después los productos intermedios son degradados mediante procesos aeróbicos o anóxicos secuenciales (Xu et al., 2018; Joshi et al., 2021). Aunque existen diversos mecanismos involucrados en la degradación de colorantes azoicos como la acción de enzimas, los mediadores redox, la reducción química y la combinación de estos, la degradación enzimática destaca por su alta eficiencia catalítica (Singh et al., 2015). Entre las principales enzimas se encuentran las azoreductasas y las lacasas, debido a su capacidad para catalizar reacciones que favorecen la degradación de estos compuestos (Aragaw, 2024). Es importante destacar que el proceso de biodegradación del colorante está relacionado con la densidad electrónica de las moléculas en la región de los grupos cromóforos, lo que puede reducir la estabilidad del enlace azo y, en consecuencia, mejorar la velocidad de eliminación del colorante (Araghi et al., 2016).

2.3.1 Biodegradación con bacterias

Diversos estudios enfocados a la eliminación de color mediante el uso de bacterias han reportado resultados prometedores con diferentes especies microbianas, entre las que se incluyen: *Bacillus cohnii* (RKS9), *B. albus* (MW407057), *Klebsiella pneumoniae* (GM-04), *K. variicola* (0261K), *Pseudomonas stutzeri* (SPM-1), *Acinetobacter baumannii*

(JC359) y *A. baum* (Ameenudeen et al., 2020; Bera y Tank, 2021; Kishor et al., 2021; Mustafa et al., 2021; Singh et al., 2021; Sreedharan et al., 2021). Por ejemplo, *A. baumannii* logró degradar hasta un 98.8 %, 96 % y 96.2 % de los colorantes negro reactivo 5, rojo reactivo 120 y azul reactivo 19, respectivamente, bajo condiciones óptimas (pH 7, temperatura de 37 °C, concentración de 500 ppm y 48 h de incubación anaeróbica). Los análisis espectroscópicos UV-visible y FT-IR confirman la presencia de aminas aromáticas, metabolitos de degradación producto de la ruptura de enlaces azo catalizada por azoreductasa (Ameenudeen et al., 2020).

Mientras tanto *B. cohnii* logró una remoción de 99.27 % del colorante rojo Congo con una concentración de 100 ppm y una reducción del 83,87 % en la demanda química de oxígeno (DQO) en solo 6 horas. Los análisis mediante FT-IR y GC-MS demostraron que enzimas como azoreductasa, lacasa, lignina peroxidasa y peroxidasa de manganeso participaron en la conversión de los colorantes en compuestos no tóxicos (Kishor et al., 2021). También, *B. albus* MW407057 eliminó el 93.8 % del color del azul de metileno (MB) con concentración de 100 ppm, reduciendo un 77.35 % la DQO y un 86.02 % la (DBO) en 48 horas. La presencia de peroxidasas de lignina se asoció con la degradación del MB, mientras que las pruebas de toxicidad indicaron una germinación de semillas del 90 %, lo que confirma la conversión del colorante a metabolitos no tóxicos (Kishor et al., 2021).

Por su parte, *K. pneumoniae* GM-04 alcanzó una eficiencia del 95 % en la eliminación del colorante azul disperso 284 (DB 284) a un pH de 7, una temperatura de 37 °C y una concentración inicial de 200 mg/L durante 24 horas, el mecanismo propuesto incluye la ruptura inicial de enlaces azo en condiciones anaeróbicas mediante azoreductasa, seguida de la degradación de aminas aromáticas en compuestos más simples (Mustafa et al., 2021). Además, Y *K. variicola* RMLP1, obtenida de muestras de suelo, alcanzó una remoción óptima del 97 % del colorante azul ácido 113 (AB 113) en condiciones de pH 8, temperatura de 35 °C y una concentración inicial de 100 mg/L tras 72 h de incubación (Singh et al., 2021). En cuanto a *Pseudomonas stutzeri* SPM-1, aislada de vertederos textiles, mostró una remoción del 98 % de Procion Red (H3B) en condiciones óptimas de pH 8, temperatura de 32 °C y concentración inicial de 50 mg/L por 20 horas. Los análisis enzimáticos revelaron altas actividades de azoreductasa, lacasa y NADH-DCIP reductasa, esto confirma el papel fundamental de estas enzimas en la biodegradación (Bera y Tank, 2021).

En resumen, estos estudios han demostrado que la remoción y biodegradación de colorantes mediante consorcios bacterianos presenta una mayor eficiencia en comparación con el uso de algas, levaduras y otros agentes biológicos, debido a su

versatilidad y la presencia de diversas enzimas oxidorreductoras extracelulares (Neifar et al., 2019).

2.3.2 Biodegradación con microalgas

Las microalgas son organismos que pueden presentar un metabolismo mixotrófico, esto les permite obtener energía tanto por fotosíntesis como mediante el uso de compuestos orgánicos provenientes de otros organismos. En consecuencia, esta capacidad metabólica favorece la reducción de la carga de carbono presente en los efluentes, ya que las microalgas pueden utilizar tanto el CO₂ ambiental como el carbono orgánico disponible en el medio como fuentes de carbono (Khan et al., 2021). Por ello, las microalgas pueden proliferar de manera eficiente en efluentes de colorantes textiles, degradando y recuperando el carbono necesario para su desarrollo y crecimiento. Las microalgas desempeñan un papel fundamental en los ecosistemas acuáticos como productores primarios, proporcionando beneficios ambientales y económicos. Por lo tanto, es importante destacar que estos microorganismos eliminan los colorantes mediante dos mecanismos principales: la bioconversión y la biosorción (Fazal et al., 2021).

En el proceso de bioconversión, algunas especies de microalgas catalizan la degradación de los colorantes mediante enzimas específicas, tales como peroxidasas y azo-reductasas. Posteriormente, los intermediarios resultantes de la degradación enzimática son aprovechados como fuente de carbono para su metabolismo (Zohoorian et al., 2020). Por ejemplo, en especies como *Oscillatoria* y *Chlorella*, las azo-reductasas escinden los colorantes azoicos antes de ser metabolizados, la eficacia del rompimiento enzimático depende tanto del tipo de colorante textil como de la especie de microalga involucrada (Jamee y Siddique, 2019). Por otro lado, el proceso de biosorción se lleva a cabo debido a que la pared celular porosa de las microalgas, que contiene grupos funcionales como amino, carboxilo, hidroxilo y fosfato que se unen de manera eficiente a contaminantes, entre ellos metales pesados y colorantes, facilitando su adsorción en la célula. Una vez incorporados, estos contaminantes se bioacumulan y son sometidos a degradación enzimática (Chakravarty et al., 2015; Pathak et al., 2015).

La contaminación por colorantes en estos entornos afecta negativamente el crecimiento y altera la transferencia de nutrientes y energía en la cadena alimentaria, por lo que, diversos compuestos esenciales para el desarrollo de las algas, tales como los pigmentos, proteínas y otros nutrientes, se ven comprometidos debido a la gran cantidad

de colorantes textiles vertidos en ríos, lagos, océanos y otros cuerpos de agua. Así, las algas son bioindicadores excelentes en estudios toxicológicos, ya que son más susceptibles a los contaminantes en comparación con otras especies acuáticas (Sharma et al., 2021).

Cabe destacar que entre las especies relevantes en la biorremediación de colorantes textiles se encuentra *Chlorella* sp., que ha demostrado una remoción significativa de diversos colorantes, alcanzando porcentajes de eliminación del 89.3% para el Índigo, 79% para el Azul directo, 75.3% para el Remazol naranja brillante y 72.5% para el Cristal violeta (Daneshvar et al., 2007). También, *Scenedesmus quadricauda* y *Cosmarium* sp. eliminan Azul R brillante y Verde malaquita, respectivamente, ambos a una concentración de 150 ppm. Esto resalta el potencial de las microalgas como una herramienta sostenible para el tratamiento de efluentes contaminados con colorantes textiles (Ergene et al., 2009).

2.4 Biodegradación con hongos de la pudrición blanca (HPB)

Los hongos de la pudrición blanca (HPB) son organismos pertenecientes al grupo de los Basidiomicetos, estos hongos tienen la capacidad de adaptarse y crecer en condiciones ambientales desfavorables. En su hábitat natural, el micelio penetra la cavidad celular de los tejidos lignocelulósicos e invade el lumen celular, mientras que las hifas se extienden de una célula a otra a través de la pared celular. Este proceso da lugar a la apariencia blanquecina característica de la madera colonizada por HPB, debido a que las enzimas ligninolíticas producidas por estos organismos degradan progresivamente la lignina, principal responsable de la coloración oscura de la madera (Gao et al., 2010; Lee et al., 2014; Rodríguez-Couto, 2016). Existen dos tipos de HPB, los primeros son los degradadores de pudrición blanca simultáneos o no selectivos, estos hongos se llaman así por su capacidad de descomponer la celulosa, hemicelulosa y la lignina presentes en la madera, por ejemplo *Phanerochaete chrysosporium* e *Irpex lacteus* y los HPB selectivos, que solo degradan la lignina de la madera, sin descomponer la celulosa y la hemicelulosa, por ejemplo, *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus eryngii* y *Ceriporiopsis subvermispora* (Dashtban et al., 2010; Kijpornyongpan et al., 2022).

Los HPB degradan estructuras químicas altamente recalcitrantes como la de la lignina gracias a su sistema enzimático constituido por lignina peroxidasa LiP (E.C. 1.11.1.14), lacasa Lac (E.C. 1.10.3.2), y manganeso peroxidasa MnP (E.C. 1.11.1.13), cabe destacar que solamente algunas cepas de este grupo son capaces de producir las tres principales

enzimas degradadoras de la lignina. Sin embargo, otros hongos producen una o dos de estas enzimas. La lignina peroxidasa (LiP) es una de las principales enzimas implicadas en la modificación de la lignina, se caracteriza por tener un grupo prostético hemo y es considerada una ligninasa auténtica, la cual participa directamente en la oxidación de la lignina y su mecanismo de acción implica la oxidación monoelectrónica de diversos compuestos aromáticos en un proceso dependiente de H_2O_2 que ocurre a través de múltiples reacciones que generan radicales catiónicos arilo, que luego participan en procesos no enzimáticos, dando lugar a productos finales como glicolato y oxalato. Es por ello que la oxidación de la lignina por las LiP involucra radicales libres producidos mediante la oxidación de varios metabolitos secretados (Periasamy et al., 2019).

Por su parte, la Manganese peroxidasa (MnP) es una enzima con un grupo hemo que facilita la conversión de Mn^{+2} a Mn^{+3} , un compuesto altamente reactivo que forma quelatos y actúa como un mediador para moléculas pequeñas, permitiendo su interacción con estructuras fenólicas (Rodríguez-Couto, 2016; Mondal et al., 2019; Periasamy et al., 2019). Mientras que, la lacasa es una glicoproteína monomérica extracelular que contiene cobre y pertenece a la familia de las polifenol oxidasas, producida durante la fase metabólica secundaria del crecimiento, contienen entre 15 y 30% de carbohidratos y su peso molecular oscila entre los 60 y 90 kDa, esta enzima posee tres tipos de átomos de cobre en su centro catalítico, uno de los cuales les da su color azul, por lo que suelen denominarse oxidasas multicobre azules. Sin embargo, también existen variantes que carecen de este átomo de cobre azul y se conocen como lacasas amarillas o blancas (Baldrian y Gabriel, 2002).

El mecanismo catalítico de estas enzimas generalmente implica la reducción de oxígeno a agua mientras oxidan simultáneamente el sustrato. Cabe destacar que, las lacasas tienen la capacidad de oxidar una amplia variedad de compuestos, incluidos orto- y para-difenoles, fenoles con sustituyentes metoxi, aminas aromáticas, ácidos fenólicos y otros sustratos (Periasamy et al., 2019; Singh et al., 2019). De manera específica, la lacasa cataliza la eliminación de un átomo de hidrógeno del grupo hidroxilo a través de la oxidación de electrones, lo que genera productos no tóxicos durante la biodegradación de colorantes sintéticos (Legerská et al., 2016).

Si bien los HPB destacan por su capacidad única para degradar la lignina, las enzimas que producen, también les permiten descomponer no solo lignina, sino también una amplia variedad de compuestos recalcitrantes y xenobióticos, incluidos los colorantes, debido a que actúan de forma no específica (Knap et al., 2001), por lo tanto, estos hongos son excelentes para la biorremediación, particularmente en el tratamiento de aguas

residuales contaminadas con colorantes textiles (Saratale et al., 2020). Los HPB se encuentran ampliamente distribuidas en la naturaleza y tienen una biodiversidad amplia (Rodríguez-Couto, 2016). Su biomasa fúngica se emplea como absorbente y/o productor de varias enzimas extracelulares que son necesarias para la biodegradación de colorantes sintéticos. Gracias a su mayor relación célula-superficie, los hongos tienen un mejor contacto físico y enzimático con el medio ambiente y la naturaleza extracelular de las enzimas fúngicas les confiere una mayor capacidad para tolerar altas concentraciones de colorantes y toxinas (Liers et al., 2010).

Existen enzimas que tienen un papel fundamental en el proceso de remoción de colorantes sintéticos con un alto potencial redox y de sus compuestos modelo de lignina no fenólica, estas enzimas se denominan peroxidasas degradadoras de colorantes (DyPs, por sus siglas en inglés Dye-decolorizing Peroxidases) (Liers et al., 2010). Sin embargo, el rendimiento de remoción de cada enzima varía de acuerdo al tipo de hongo usado, asimismo, la segregación del sistema enzimático es directamente proporcional a las condiciones de cultivo, así como la composición del medio de crecimiento (Erkurt et al., 2010). Aunque las aguas residuales que contienen colorantes son particularmente difíciles de tratar debido a alta demanda química de oxígeno (DQO), demanda bioquímica de oxígeno (DBO), sólidos disueltos totales (TDS) y la presencia de compuestos tóxicos, la biorremediación con HPB es un método altamente eficiente para la degradación de colorantes sintéticos y neutralización de contaminantes asociados (Malik et al., 2014).

Como en cualquier tratamiento biológico, el proceso de biodegradación de los colorantes sintéticos mediante HPB está determinado por parámetros operativos que determinan la tasa de rendimiento de la remoción, la eficiencia de degradación, la producción de enzimas extracelulares y el crecimiento del hongo. De igual manera, los componentes del medio del cultivo juegan un papel fundamental en el crecimiento del hongo y en la secreción de su sistema enzimático, debido a que estas enzimas se producen durante la fase de metabolismo secundario, condiciones de estrés, como la privación de nutrientes, estimulan el metabolismo secundario, favoreciendo la síntesis y secreción de estas enzimas (Mattila et al., 2020; Grelska y Noszczyńska, 2020). Por esta razón las fuentes de carbono y nitrógeno deben mantenerse en concentraciones limitadas, ya que promueven la producción de enzimas extracelulares, lo cual aumenta la eficiencia de remoción y degradación de los colorantes (Periasamy et al., 2019).

La fuente de carbono contribuye significativamente sobre la eficiencia de degradación de colorantes, siendo la glucosa una de las más utilizadas, sin embargo, también existen

otras fuentes de carbono como el almidón, maltosa, fructosa, glicerol, sacarosa y melaza. Es importante mencionar que la concentración y el tipo de fuente de carbono varía entre las especies de HPB y dependen del tipo de colorante a degradar (Bankole et al., 2018). Asimismo, la cantidad de nitrógeno presente en los medios de cultivo también influye en la producción de enzimas de los HPB, lo que contribuye a su capacidad para degradar colorantes, siendo las fuentes de nitrógeno orgánico más efectivas que las inorgánicas para la remoción de colorantes. Entre las fuentes más eficientes se encuentran el extracto de levadura, sulfato y nitrato de amonio, urea, peptona, L-asparagina, ácido glutámico, nitrato de potasio y nitrato de sodio. La fuente de nitrógeno debe agregarse en una concentración adecuada, ya que tanto concentraciones muy bajas o altas reducen la eficiencia de la remoción (Revankar y Lele 2007; Levin et al., 2010; Bankole et al., 2018).

Otro factor que afecta el crecimiento de los hongos es el pH, debido a que estos se desarrollan en condiciones ácidas, en un intervalo óptimo pH entre 4 y 5, por esta razón, la remoción eficiente de colorantes también se observa comúnmente en ambientes con un pH bajo (Kapdan et al., 2000). El pH de la solución afecta tanto a los sitios de unión de los colorantes en la superficie de la biomasa fúngica como a la química del colorante en el medio; en condiciones de pH bajo, la biomasa fúngica, compuesta principalmente de quitina, adquiere una carga neta positiva que facilita la disponibilidad de sitios cargados para la unión de grupos aniónicos como los presentes en los colorantes reactivos. Es por ello que, cuando el pH es ligeramente más ácido o básico que el pH óptimo, se da una eficiencia menor, debido a la presencia de metabolitos altamente ácidos o básicos que resultan del proceso de remoción del colorante (Sen et al., 2016).

Otro parámetro operativo que influye sobre la degradación mediante HPB es la temperatura, ya que al establecer condiciones óptimas de temperatura para cada especie fúngica favorece su crecimiento, reproducción y actividad enzimática, dando como resultado un mayor rendimiento de biodegradación. De manera general la temperatura optima se encuentra en un intervalo de 25 a 37 °C, la cual es específica para cada tipo de hongo utilizado (Asgher et al., 2007). Si bien, la tasa de remoción del colorante aumenta con la temperatura, gracias a que la solubilidad de las enzimas es mayor, un incremento por encima del valor óptimo puede provocar la disminución de la actividad degradadora debido a que la tasa de crecimiento y reproducción disminuye, además podría ocurrir la desnaturalización del sistema enzimático como resultado de la ruptura de los enlaces iónicos y de hidrógeno (Saratale et al., 2009; Ali, 2010).

La eficiencia de remoción de los HPB depende tanto de la concentración inicial del colorante como de la clase y estructura molecular del mismo, por lo que su crecimiento puede ser afectado negativamente por una elevada concentración inicial de colorantes en el medio debido a su efecto tóxico sobre su desarrollo, asimismo las moléculas de estos compuestos pueden bloquear los sitios activos de las enzimas. Por el contrario, concentraciones iniciales moderadas de colorante favorecen el proceso de remoción (Jadhav et al., 2008; Niebisch et al., 2010; Bankole et al., 2018; Afiya et al., 2019). Algunos estudios han reportado que los colorantes de ftalocianina son más fáciles de eliminar en comparación a los colorantes azoicos y antraquinónicos. Sin embargo, también han demostrado que los HPB son más eficientes en la remoción de los antraquinónicos (Jarosz-Wilkolazka et al., 2002; Park et al., 2007; Kaushik y Malik, 2009).

Las aguas residuales de la industria textil también contienen metales pesados, que son añadidos para mejorar la fijación del colorante a las fibras, esto afecta significativamente la remoción, ya que pueden actuar como inductores de las enzimas ligninolíticas secretadas por HPB. Si bien su toxicidad depende de la concentración, la adición controlada de ciertos metales como Cu^{2+} , Mg^{2+} y Mn^{3+} puede contribuir a la optimización del proceso, mientras que Fe^{+2} ha sido reportado como inhibidor de la remoción (Jiménez et al., 2019).

Los cultivos en condiciones de agitación presentan una mayor eficiencia en la eliminación de colorantes, debido a una mejor transferencia de oxígeno, mayor contacto entre colorantes y biomasa, así como una distribución uniforme de nutrientes, sin embargo, una agitación excesiva puede inhibir el proceso. Se ha observado que, las enzimas ligninolíticas presentan una mayor expresión bajo condiciones estacionarias; por lo tanto, aunque la agitación mejora la remoción, las condiciones estacionarias favorecen el incremento de la actividad enzimática (Kaushik y Malik, 2009; Hadibarata et al., 2013; Przystas et al., 2015; Sen et al., 2016). Cabe destacar que, la remoción no siempre implica una reducción de toxicidad, ya que la degradación incompleta puede generar metabolitos más tóxicos que el compuesto inicial, por ello es importante analizar los intermediarios y metabolitos formados durante el proceso utilizando técnicas cromatográficas y espectroscópicas avanzadas. Además, es fundamental realizar ensayos de toxicidad, como fitotoxicidad, zootoxicidad y toxicidad microbiana, para determinar el impacto ambiental de las aguas residuales tratadas. En este sentido, es importante evaluar la toxicidad post-remoción como parte integral de los estudios de biodegradación de colorantes mediante el uso de HPB (Ali, 2010; Sen et al., 2016).

2.4.1 *Pleurotus ostreatus*

Pleurotus ostreatus es un HPB conocido como hongo ostra, es lignícola saprófito perteneciente a la clase *Basidiomycetes*, orden *Agaricales* y familia *Agaricaceae* (Donoso y Aguirre, 1980; Furci, 2007). En su hábitat natural, crece sobre tocones y ramas de árboles planifolios muertos o debilitados en los bosques (Alpuche y Paredes, 1996). Su desarrollo ocurre principalmente durante el otoño y principios de la primavera, aunque en ambientes húmedos puede encontrarse en otras estaciones del año. Esta especie destaca por su versatilidad y adaptabilidad, tolera un amplio intervalo de temperaturas, muestra resistencia a plagas y enfermedades, y puede cultivarse en diversos sustratos lignocelulósicos como troncos, corteza o aserrín (Levin, 1996; García, 1987; Adamovic et al., 1998; Yildiz et al., 2002).

Entre las características de *P. ostreatus* están el sombrero o píleo que tiene forma de ostra o semi-circular y su tamaño puede variar entre 5 y 25 cm de diámetro, dependiendo de las condiciones de cultivo, su superficie es suave y brillante, con colores que van desde el blanco al gris, y en algunas cepas presentan tonalidades marrones o púrpuras; el margen del sombrero está enrollado en las primeras etapas de crecimiento, las lamillas o lamela son delgadas y densas, dispuestas radialmente bajo el sombrero, inicialmente son blancas y se tornan rosadas o moradas a medida que se desarrollan los carpóforos, y el pie o estípote (Figura 2) generalmente es corto y lateral, aunque en algunos casos puede presentarse de forma excéntrica, con un color más claro que el sombrero (García, Martínez y González, 2023).



Figura 2. Cuerpo fructífero de *P. ostreatus* (Texas Mushrooms, 2019).

P. ostreatus crece en sustratos lignocelulósicos como madera, paja, aserrín y residuos agrícolas principalmente, su micelio se extiende sobre los sustratos, en condiciones de alta humedad y un intervalo de temperatura óptimo de 20 a 28°C. Este hongo se

reproduce sexualmente y produce esporas que germinan y forman el micelio que posteriormente coloniza el sustrato, su tamaño es de 7-9 micrómetros de largo y presentan una coloración que varía entre tonos blancos y rosados (García, Martínez y González, 2023). Además, el cultivo in vitro puede llevarse a cabo en medios tanto líquidos como sólidos (Kim, Park y Lee, 2021).

2.5 Anilina azul

Los colorantes trifenilmetano son compuestos aromáticos altamente recalcitrantes, empleados ampliamente en la industria textil debido a su elevada estabilidad química y a la intensidad de color que confieren a fibras como nylon, nylon modificado con poliacrilonitrilo, lana, seda y algodón. Además de su aplicación en el teñido de materiales textiles, algunos de estos compuestos se utilizan en el ámbito biomédico como colorantes para tinciones biológicas y en otras industrias, entre ellas la de plásticos, la alimentaria y la cosmética (Azmi, Sani y Banerjee, 1998). Un colorante de tipo trifenilmetano es la Anilina azul (Benkhaya et al., 2020), también conocida como Azul de Anilina o Acid Blue 25 (AB25, C.I. 62055 según el Colour Index), con número CAS 28631-66-5 y fórmula molecular $\text{CH}_{25}\text{N}_3\text{O}_6\text{S}_2\text{Na}_2$, la cual tiene un peso molecular de 737.73 g/mol, su nomenclatura sistemática de la IUPAC es Tris(4-(fenilamino)-9,10-dioxo-9,10-dihidroantraceno-1-sulfonato) de sodio, este colorante se encuentra como polvo o gránulos de color azul oscuro, con brillo metálico, soluble en agua (≈ 50 g/L a 20°C), formando soluciones intensamente azules, e insoluble en solventes orgánicos. Con respecto a su estructura química (Figura 3), esta corresponde a un núcleo de trifenilmetano donde dos de los fenilos están sustituidos por grupos sulfonato ($-\text{SO}_3^-\text{Na}^+$), responsables de la hidrosolubilidad y del comportamiento ácido de la molécula (Christie, 2001; Zollinger, 2003;).

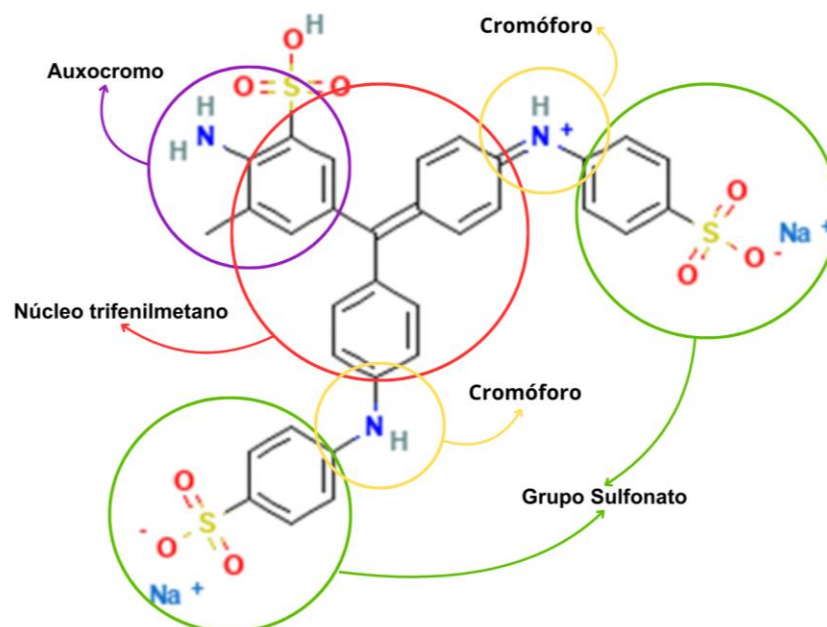


Figura 3. Estructura molecular de la anilina azul.

Los grupos sulfonato le confieren afinidad por fibras proteicas como la lana y la seda en condiciones ácidas, por lo que este colorante es utilizado ampliamente en la tinción de tejidos en anatomía médica y biológica, así como en la industria textil para el teñido de diferentes materiales. Debido a sus amplias aplicaciones, así como a su estructura compleja, alta estabilidad y toxicidad, el AB25 se emplea como compuesto modelo en estudios de biorremediación (Lü et al., 2021; Thakurata et al., 2022).

Este compuesto presenta un máximo de absorción en el intervalo $\lambda_{\text{max}} \approx 580\text{--}600\text{ nm}$ (Zollinger, 2003; Christie, 2001) y el cromóforo se extiende por resonancia a través de los grupos amino (-NH-) que enlazan los anillos fenólicos, lo cual le confiere estabilidad a la estructura química y por lo tanto recalcitrancia que se refleja en su baja susceptibilidad a la fotodegradación y biodegradación en las plantas de tratamiento convencionales, esto favorece su persistencia en cuerpos de agua, donde perdura desde meses hasta años (Lu et al., 2021).

En este contexto, la liberación de efluentes con este trifenilmetano es un riesgo considerable tanto para los ecosistemas acuáticos como para la salud pública; en términos de toxicidad aguda, es altamente nocivo para peces, *Daphnia magna* y microalgas, con valores de CL_{50} para *D. magna* inferiores a 10 mg/L, lo que indica una elevada toxicidad. Los efectos se manifiestan como daño branquial en peces, inmovilización en cladóceros y bloqueo de la fotosíntesis en microalgas. Además, diversos estudios han demostrado su genotoxicidad y mutagenicidad, debido que tanto el AB25 como sus metabolitos intermedios pueden intercalarse en el ADN o inducir estrés oxidativo, ocasionando daño genético y mutaciones. Por otra parte, la toxicidad crónica, derivada de su persistencia y por lo tanto de las exposiciones prolongadas afecta las funciones reproductivas, de desarrollo y enzimáticas en organismos superiores; aunque su potencial de bioacumulación es menor que el de contaminantes lipofílicos, puede acumularse en tejidos de organismos acuáticos, contribuyendo a efectos ecotoxicológicos a largo plazo (Thakurata et al., 2022).

Frente a esta problemática, los HPB son una alternativa biotecnológica relevante para la degradación de AB25, gracias a su sistema enzimático extracelular inespecífico de alto potencial redox. El proceso de biodegradación comprende principalmente dos etapas: la primera es la desestructuración del cromóforo, es decir, la degradación del colorante mediante enzimas como la lacasa (Lac), una oxidasa multicobre que cataliza la oxidación de sustratos acoplada a la reducción de O_2 a H_2O . Aunque esta enzima actúa

principalmente sobre grupos fenólicos, en presencia de mediadores redox como 1-hidrobenczo triazol (HBT) o derivados de lignina, puede generar radicales catiónicos altamente reactivos capaces de atacar estructuras no fenólicas complejas como el colorante AB25, provocando la ruptura del sistema de conjugación electrónica y, en consecuencia, la pérdida de color (Singh et al., 2019).

La segunda etapa corresponde a la mineralización o transformación en metabolitos simples, donde los productos de oxidación iniciales (aminas aromáticas, ácidos bencénicos sulfonados y antraquinonas) son incorporados y metabolizados intracelularmente por el micelio, a través de rutas dependientes de citocromo P450 monooxigenasas. Estos procesos pueden conducir a la mineralización completa, produciendo CO₂ y H₂O como productos finales, o bien en la generación de metabolitos menos tóxicos (Huy et al., 2021). La eficiencia de la degradación con especies como *P. ostreatus* depende en gran medida de su capacidad para inducir la síntesis de enzimas ligninolíticas bajo condiciones de estrés nutritivo y en presencia del contaminante (Huy et al., 2021; Singh et al., 2019).

Por lo anteriormente expuesto, la hipótesis de esta investigación plantea que *Pleurotus ostreatus* tiene la capacidad de remover el colorante Anilina Azul en cultivo sumergido mediante la acción de la enzima lacasa, la cual cataliza la oxidación del colorante, provocando su degradación y, en consecuencia, la remoción del caldo de cultivo.

3. Justificación

La industria textil es una de las principales fuentes de contaminación hídrica a nivel mundial, liberando anualmente entre 280,000 y 700,000 toneladas de colorantes sintéticos a través de sus efluentes (Singh, 2017; Rafik *et al.*, 2019). Estos compuestos, muchos de ellos con estructuras aromáticas complejas, presentan alta persistencia ambiental y toxicidad, afectando los ecosistemas acuáticos y la salud humana. En particular, la anilina azul, un colorante trifenilmetano ampliamente utilizado en la industria textil, es altamente recalcitrante, genotóxico y mutagénico (Thakurata *et al.*, 2022; Lü *et al.*, 2021), y su eliminación mediante métodos fisicoquímicos convencionales resulta costosa y genera subproductos secundarios (Tripathi *et al.*, 2023).

Los hongos de la pudrición blanca, como *Pleurotus ostreatus*, representan una alternativa biotecnológica sostenible debido a su sistema enzimático ligninolítico, capaz de degradar compuestos recalcitrantes y xenobióticos mediante la acción de enzimas como la lacasa (Rodríguez-Couto, 2016; Saratale *et al.*, 2020). Sin embargo, existe un vacío de conocimiento respecto a la capacidad específica de *P. ostreatus* para remover colorantes trifenilmetano como la anilina azul en cultivo sumergido, así como la correlación entre la actividad lacasa y la cinética de remoción.

Por lo tanto, la presente investigación se justifica por la necesidad de desarrollar estrategias biológicas eficientes, económicas y ecológicamente viables para el tratamiento de aguas residuales contaminadas con este tipo de colorantes. Los resultados obtenidos permitirán establecer las bases para la implementación de un proceso de biorremediación que contribuya a la mitigación del impacto ambiental de la industria textil, reduciendo la dependencia de métodos fisicoquímicos costosos y no sustentables. Además, el estudio aporta conocimiento fundamental sobre los mecanismos enzimáticos involucrados en la degradación de colorantes trifenilmetano, específicamente el papel de la lacasa en la desestructuración del cromóforo, lo que podría orientar futuras investigaciones enfocadas en la optimización del proceso y su escalamiento a nivel industrial.

4. Objetivos

4.1 Objetivo general

Evaluar la capacidad de *Pleurotus ostreatus* para remover anilina azul en cultivo sumergido bajo condiciones de laboratorio con el fin de establecer el periodo de incubación para el tratamiento biotecnológico de descontaminación de agua.

4.2 Objetivos específicos

- Cuantificar la remoción de anilina azul a una concentración de 200 mg/L por *P. ostreatus* en cultivo sumergido durante tres periodos de incubación, mediante espectrofotometría UV-Vis.
- Determinar la correlación entre la actividad de la enzima lacasa (Lac) producida por *P. ostreatus* y la remoción de anilina azul en cultivo sumergido.

5. Materiales y Métodos

5.1 Material biológico y reactivos químicos

La cepa de *Pleurotus ostreatus* utilizada en este estudio se aisló a partir de un ejemplar comercial, posteriormente fue precultivada en agar Papa Dextrosa (PDA) e incubada a temperatura ambiente durante 7 días para favorecer su crecimiento. La anilina azul (CAS 28631-66-5) se adquirió del proveedor FagaLab. El sulfato de cobre fue obtenido de J.T. Baker, mientras que el sulfato de manganeso fue suministrado por TSQ Tecsiquim, proveedor de reactivos de alta pureza. Peptona y glucosa.

5.2 Diseño experimental

Para evaluar la remoción de la anilina azul, el experimento se llevó a cabo bajo un diseño completamente al azar, que incluyó un tratamiento experimental, un control abiótico y un control sin contaminante (Cuadro 2). Los factores de variación fueron los tiempos de incubación, y las muestras se tomaron periódicamente a intervalos de 4, 8 y 12 días, mientras que las variables de respuesta fueron la concentración residual del contaminante, el % de remoción, la cuantificación de proteínas y la actividad específica enzimática producida durante la remoción. Cada tratamiento se realizó por triplicado.

Cuadro 2. Diseño experimental usado en la evaluación de la remoción de anilina azul en cultivo sumergido

Tratamiento	Cepa fúngica	[ppm anilina]	Tiempo en días (d)
Tratamientos con <i>P. ostreatus</i>	<i>P. ostreatus</i>	200	4, 8, 12
MMB con <i>P. ostreatus</i>	<i>P. ostreatus</i>	Sin AB25	4, 8, 12
Controles abióticos	Ninguna	200	4, 8, 12

Nota: MMB = Medio Mínimo para Basidiomicetos.

5.3 Preparación del inóculo

Para la preparación del inóculo, el micelio se separó del medio PDA y se suspendió en 40 mL de agua destilada estéril, posteriormente, se molió en un frasco estéril por un minuto con ayuda de un motor de licuadora. Enseguida se inoculó 1 mL de la suspensión micelial en 40 mL de medio mínimo para basidiomicetos (MMB). Este medio se preparó con la siguiente composición por litro: 5 g de glucosa, 5 g de peptona, 150 mg de sulfato de cobre (CuSO_4) y 50 mg de sulfato de manganeso (MnSO_4), y fue esterilizado a 121 °C durante 15 min.

5.4 Remoción de anilina azul por *P. ostreatus*

Los ensayos de remoción se realizaron en matraces Erlenmeyer de 125 mL que contenían 40 mL de MMB, inoculados con 1 mL de suspensión micelial según lo descrito anteriormente. Los matraces con inóculo se incubaron a 25 °C y 150 rpm en una incubadora orbital durante 4, 8 y 12 días. Cada tratamiento incluyó un control abiótico (sin inóculo fúngico) y otro control sin contaminante. Finalmente, la remoción del colorante se evaluó mediante el análisis espectrofotométrico de los filtrados, registrando la absorbancia a 580 nm. El porcentaje de remoción del contaminante se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Remoción (\%)} = \frac{A1 - A2}{A1} * 100 \quad \text{Ec. 1}$$

donde:

A1: absorbancia del control abiótico

A2: absorbancia final del tratamiento

5.5 Cuantificación de proteínas

Para establecer la relación de la actividad detectable de la enzima Lac, y posteriormente calcular la actividad específica de la enzima, fue necesario determinar el contenido proteico de cada una de las muestras. Para ello, primero se elaboró una curva de calibración utilizando albúmina de huevo como estándar, disuelta en buffer Tris-HCl (pH 8.5). Como parte del ensayo de cuantificación de proteínas, se preparó un blanco, mezclando 100 µL de buffer Tris-HCl con 1 mL de reactivo de Bradford. En el caso de las muestras, se añadieron 50 µL de extracto enzimático, 50 µL de buffer y 1 mL de reactivo de Bradford. Todas las mezclas se incubaron durante 2 min a temperatura

ambiente. Una vez transcurrido el tiempo de reacción, se realizó la medición de absorbancia a 595 nm utilizando un espectrofotómetro UV–Vis Spectronic Genesys 5.

5.6 Actividad de lacasa

La actividad de lacasa (Lac) se evaluó utilizando ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)) como sustrato. Para ello, se prepararon 100mL de buffer de acetato de sodio 100 mM ajustado a pH 4.5, posteriormente, se disolvieron 7 mg de ABTS en 50 mL del buffer obtenido. La actividad enzimática Lac se monitoreo utilizando un espectrofotómetro UV-Vis ajustado a 436 nm. Para la preparación del blanco, en un tubo de 5 mL se mezclaron 900 µL de buffer de acetatos con 100 µL de ABTS y se incubó a 24 °C durante 2 min. Con respecto a las muestras, se mezclaron 800 µL de buffer, 100 µL de ABTS y 100 µL de extracto enzimático, luego se incubaron a 24 °C por 2 min. Transcurrido el tiempo de reacción, se registraron las lecturas de absorbancia cada 30 s durante un periodo de 2 min, comenzando desde el tiempo cero. Finalmente, la actividad detectable de la enzima se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$Actividad \left(\frac{U}{mL} \right) = \frac{\Delta A_{436} \cdot V_T \cdot DF}{\epsilon \cdot L \cdot V_E} \quad \text{Ec. 2}$$

donde:

U = Cantidad de enzima que transforma 1 µmol de sustrato por minuto.

ΔA_{436} = Cambio de absorbancia a 436 nm por minuto.

V_T = Volumen total de la mezcla de reacción en mL.

DF = Factor de dilución de la muestra.

ϵ = Coeficiente de extinción molar del sustrato.

L = Longitud de la celda en cm.

V_E = Volumen de extracto enzimático en mL.

5.7 Procesamiento de las muestras

Una vez realizados los ensayos anteriores, las muestras se filtraron al vacío utilizando un matraz Kitazato de 250 mL, un embudo Büchner, papel filtro Whatman No. 4, esto con la finalidad de recuperar la biomasa. En cuanto a los extractos líquidos, estos se almacenaron en viales color ambar a una temperatura de -20 °C hasta su análisis. La biomasa recolectada fue lavada tres veces con agua destilada estéril para eliminar

residuos solubles. Posteriormente, se secó en una termobalanza a 70 °C, una vez deshidratada, se trituró manualmente en un mortero hasta obtener un polvo fino.

5.8 Análisis estadístico

Los datos experimentales obtenidos durante el proceso de remoción se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) de una vía utilizando el software SAS versión 9.0. Para garantizar la validez de estos datos, previo al ANOVA, se verificó el cumplimiento de los supuestos de normalidad mediante la prueba de Shapiro-Wilk utilizando el procedimiento PROC UNIVARIATE. Como segunda prueba, se verificó la homogeneidad de varianzas entre tratamientos mediante la prueba de Levene, implementada en el procedimiento PROC GLM (General Linear Model). Posteriormente, se aplicó el ANOVA para determinar el efecto del tiempo de incubación sobre las variables evaluadas (porcentaje de remoción de anilina azul, concentración de proteínas y actividad Lac), el modelo estadístico consideró el tiempo de cultivo como el factor independiente. Una vez demostradas las diferencias significativas entre los tiempos de cultivo ($p < 0.05$), se realizó una prueba de comparación múltiple de medias de Tukey (HSD) para identificar diferencias específicas. Todos los análisis se realizaron por triplicado ($n = 3$) y los resultados se expresaron como promedio $\pm$ desviación estándar. En todos los casos, se consideró un nivel de significancia estadística de $\alpha = 0.05$.

6. Resultados y discusiones

6.1 Producción de proteínas

Con respecto a la concentración de proteínas extracelulares producidas por *P. ostreatus*, la presencia del colorante de anilina azul (AAZ) promovió una mayor producción proteica en comparación con el tratamiento sin contaminante. En la Figura 4, se puede observar que la concentración máxima de proteínas se alcanzó a los 4 días de incubación con un valor de 0.431 mg/mL, mostrando diferencias significativas ($p < 0.05$) respecto a las concentraciones registradas a los 8 (0.109 mg/mL) y 12 días (0.116 mg/mL), los cuales no presentaron diferencias significativas entre sí. En contraste, los tratamientos sin contaminante presentaron concentraciones considerablemente menores, con valores comprendidos entre 0.040 y 0.081 mg/mL, observándose una tendencia creciente en función del tiempo de incubación.

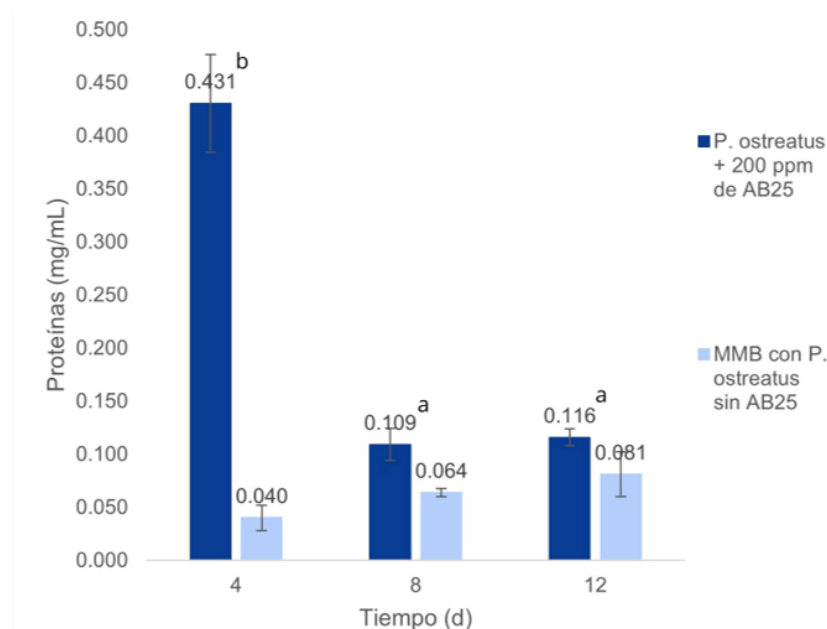


Figura 4. Cuantificación de proteínas en mg/mL de las muestras postratamiento con *P. ostreatus* contra los controles abióticos.

El incremento en la producción de proteínas observado durante los primeros días de incubación en los tratamientos con colorante podría estar asociado con una respuesta metabólica temprana de *P. ostreatus* inducida por la presencia de anilina azul (AAZ), favoreciendo la producción y secreción de enzimas ligninolíticas involucradas en el proceso de remoción del colorante. En este contexto, el pico máximo observado a los 4 días de incubación coincide con la fase inicial de adaptación de *P. ostreatus*, durante la cual se sintetizaron las enzimas necesarias para comenzar la degradación de la AAZ. El

incremento en la producción de proteínas también puede interpretarse como un proceso de inducción metabólica, posiblemente relacionado con la síntesis de enzimas extracelulares involucradas en mecanismos de remoción y desintoxicación de compuestos xenobióticos, ya que la exposición a xenobióticos aromáticos incrementa significativamente la síntesis de enzimas oxidativas extracelulares como parte de un mecanismo de respuesta y desintoxicación microbiana (Dinakarkumar et al. 2024).

Por otro lado, la disminución significativa observada a los 8 y 12 días, junto con la estabilización entre ambos tiempos de incubación, podría indicar que, una vez establecido el sistema enzimático, *P. ostreatus* redujo la síntesis y secreción de nuevas proteínas extracelulares, posiblemente por mecanismos de regulación metabólica o por agotamiento de nutrientes en el medio de cultivo. La ausencia de diferencias significativas entre los días 8 y 12 sugirió que la producción proteica alcanzó un estado estacionario después del día 8, manteniéndose en niveles bajos pero suficientes para continuar con la degradación del colorante. En el caso específico de los colorantes tipo trifenilmetano, como la anilina azul, la remoción enzimática puede involucrar diferentes rutas oxidativas. De acuerdo con Shraddha et al. (2011), estos procesos incluyen: (i) la escisión oxidativa de anillos aromáticos, (ii) la formación y posterior transformación de radicales libres, y (iii) la ruptura de enlaces covalentes entre unidades aromáticas, todos ellos mediados por proteínas enzimáticas cuya síntesis es inducida por la presencia del contaminante. Estos mecanismos conducen a la pérdida progresiva de la conjugación electrónica responsable de la coloración, lo que se refleja en la disminución de la absorbancia observada durante el proceso de tratamiento. En este contexto, el incremento en la producción de proteínas observado en los primeros días de incubación en los tratamientos con colorante podría ser una respuesta metabólica inducida por la presencia de anilina azul, promoviendo la síntesis y secreción de enzimas ligninolíticas involucradas en el proceso de remoción del colorante.

En términos cuantitativos, los valores obtenidos en el presente estudio son consistentes con concentraciones reportadas en sistemas optimizados de producción enzimática para *P. ostreatus*, donde la presencia de compuestos aromáticos actúa como inductor metabólico, favoreciendo la expresión de lacasas y otras oxidorreductasas implicadas en la remoción de contaminantes orgánicos. Este patrón de inducción proteica temprana ha sido documentado en otros HPB. De manera complementaria, Adak et al. (2016) evaluaron la capacidad de extractos enzimáticos ricos en lacasa provenientes del hongo *Pseudolagarobasidium acaciicola* LA1, producidos mediante fermentación sólida en biomasa de *Parthenium*, observando que la exposición a colorantes estimuló la producción de proteínas enzimáticas. De igual forma, Contato et al. (2020) reportaron

que extractos de lacasa de *Pleurotus pulmonarius* obtenidos mediante fermentación sólida en residuos de naranja lograron decolorar eficientemente múltiples colorantes, lo que demuestra que la producción de proteínas enzimáticas inducida por xenobióticos es un mecanismo extendido en hongos del género *Pleurotus*.

6.2 Actividad específica enzimática

En cuanto a la actividad de lacasa, los resultados obtenidos mostraron diferencias significativas entre los tiempos de incubación evaluados ($p < 0.05$). La actividad enzimática registrada osciló entre 0.006 y 0.334 U/mL, alcanzándose el valor máximo a los 8 días de incubación en el tratamiento con *P. ostreatus* y colorante (Figura 5), previo al tiempo en el que se observó la máxima remoción de AAZ. De manera consistente, la actividad específica de lacasa presentó un valor bajo a los 4 días (0.006 U/mL), seguido de un incremento significativo a los 8 días (0.334 U/mL) y una disminución posterior a los 12 días (0.141 U/mg), este comportamiento sugiere que la actividad lacasa no se mantuvo constante durante el experimento. Por el contrario, en ausencia del colorante la mayor producción enzimática máxima se obtuvo a los 12 días de incubación (0.112 U/mL).

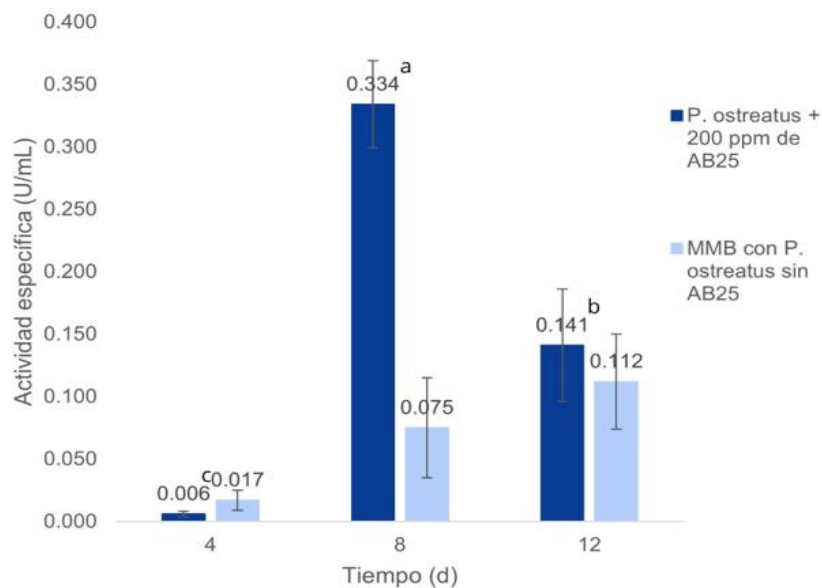


Figura 5. Actividad específica de la enzima Lacasa.

La baja actividad observada a los 4 días de incubación coincide con la fase de adaptación de *P. ostreatus*, etapa durante la cual la síntesis de lacasa se encontraba en una fase inicial de inducción. Mientras que, el pico máximo de actividad observado a los 8 días de

incubación coincidió con el periodo de mayor tasa de remoción de AAZ, lo que podría indicar la asociación entre el incremento en la producción enzimática y la fase de mayor velocidad de remoción del colorante. Además, el desfase temporal entre la máxima concentración de proteínas totales observada a los 4 días y el máximo de actividad enzimática alcanzado a los 8 días, sugiere que primero ocurre la síntesis de las proteínas y, posteriormente, su activación catalítica o su acumulación hasta alcanzar niveles funcionalmente significativos que permiten su participación en el proceso de remoción. Estos hallazgos coinciden con lo reportado por Erkurt, Ünyayar y Kumbur (2007), quienes identificaron a la lacasa como una de las principales enzimas involucradas en la remoción de colorantes sintéticos por HPB en cultivo líquido, destacando una correlación directa entre la actividad de esta enzima y la disminución de la absorbancia de los colorantes evaluados. Asimismo, señalaron que la actividad enzimática máxima no necesariamente coincide con la etapa final del proceso de remoción, sino que puede alcanzarse en etapas intermedias del tratamiento. Por su parte, Shraddha et al. (2011) reportaron que incrementos en la actividad lacasa suelen asociarse con eficiencias de remoción superiores al 80 % en sistemas de tratamiento fúngico.

Con respecto a la disminución en la actividad lacasa tras 12 días de incubación, se observó que la remoción del colorante continuó hasta alcanzar el 92 %, lo que sugiere que, en las etapas finales del proceso de remoción, podrían intervenir mecanismos enzimáticos adicionales, posiblemente asociados con la participación de otras enzimas ligninolíticas. Esta hipótesis coincide con lo planteado por Herath et al. (2024) quienes señalan que además de las lacasas, enzimas como la lignina peroxidasa (LiP), la manganoso peroxidasa (MnP) y las peroxidasas degradadoras de colorantes (DyPs) desempeñan un papel importante durante el proceso de remoción, particularmente en sistemas de cultivo prolongados, donde múltiples rutas enzimáticas pueden actuar de manera simultánea y contribuir conjuntamente a la transformación y remoción del colorante.

6.3 Remoción de anilina azul

Los resultados correspondientes a la remoción de anilina azul demostraron que existe diferencia significativa entre los tiempos de incubación analizados ($p < 0.05$). En la Figura 6 se observa que el porcentaje de remoción asociado a la presencia de *P. ostreatus* osciló entre el 50 y el 92 %. En contraste, los controles abióticos presentaron valores de remoción del contaminante prácticamente nulos (0, -2,99 y -0.25%).

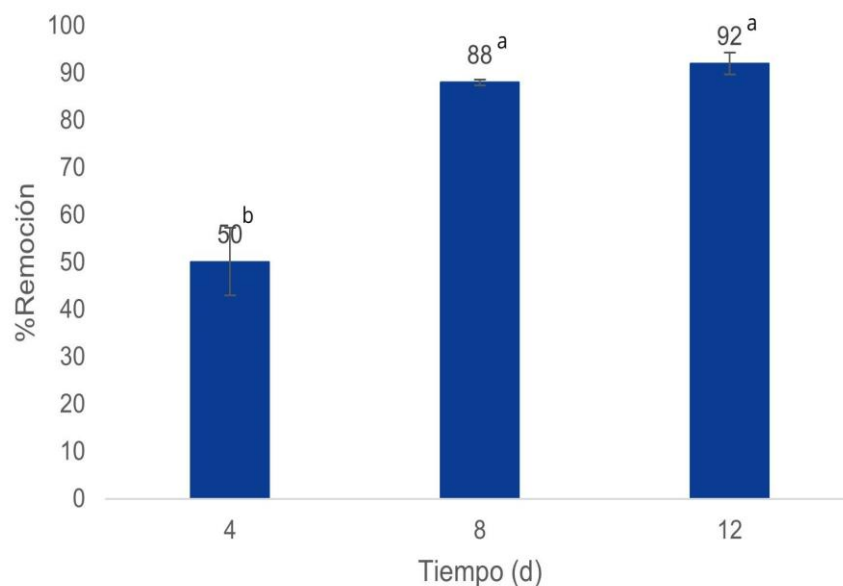


Figura 6. Porcentajes de remoción de anilina azul (200 ppm) por *P. ostreatus* con respecto a los controles abióticos, determinados por espectrofotometría.

Al analizar la cinética del proceso, se observó que la remoción del colorante no fue constante ni lineal, sino que presentó un incremento progresivo durante el tiempo de incubación, identificándose tres etapas claramente definidas: i) una fase inicial de adaptación del hongo al medio contaminado, en la que a los 4 días se alcanzó una remoción del 50 %; ii) una etapa de mayor velocidad de remoción entre los días 4 y 8, alcanzándose un 88 % de remoción de AAZ, lo que sugiere un periodo de elevada actividad metabólica y aceleración del proceso de remoción; y iii) una fase estacionaria entre los días 8 y 12, donde el incremento fue menor (del 88.0 % al 92.0 %). Aunque la magnitud del incremento fue menor en esta última etapa, el alcance de una remoción máxima del 92 % indicó que el proceso continuó activo incluso después de la fase de mayor velocidad de remoción, alcanzando una etapa de estabilización del sistema. Este comportamiento podría estar relacionado con la actividad metabólica de *P. ostreatus* y es característico de sistemas ligninolíticos inducibles, donde la máxima tasa de remoción ocurre posteriormente al inicio de la producción de enzimas extracelulares involucradas en el proceso de remoción (Herath et al., 2024). Resultados similares han sido reportados en otros estudios realizados con HPB en cultivo sumergido. Por ejemplo, Afiya, Erkurt y Shah (2019) reportaron que la remoción del colorante Remazol Brilliant Blue R por *Coriolus versicolor* alcanzó su máxima eficiencia después de 480 minutos, con una fase inicial rápida seguida de una desaceleración, lo que coincide con el patrón observado en el presente estudio.

La remoción del 92 % de Anilina Azul observada a los 12 días de incubación confirma la capacidad de *P. ostreatus* para remover colorantes trifenilmetano en cultivo sumergido bajo las condiciones evaluadas en este estudio. Cabe destacar que, el porcentaje de remoción obtenido fue superior al reportado para otros colorantes aromáticos. Por ejemplo, Zuleta-Correa et al. (2016) reportaron una remoción del 69.3 % del colorante Rojo Básico 46 mediante fermentación en estado sólido (SSF) con *P. ostreatus*, utilizando cáscara de banana impregnada con el colorante como sustrato de cultivo, después de 25 días de incubación de compuestos aromáticos complejos (Przystas et al., 2015; Sen et al., 2016). Esta diferencia podría atribuirse al sistema de cultivo empleado, debido a que, los sistemas de cultivo sumergido con agitación favorecen una mayor transferencia de oxígeno, incrementa el contacto entre el colorante y la biomasa fúngica y permite una distribución más homogénea de nutrientes en el medio. En conjunto, estos factores promueven la actividad metabólica del hongo y estimulan la producción de enzimas ligninolíticas responsables de la remoción de compuestos aromáticos complejos (Przystas et al., 2015; Sen et al., 2016).

Así mismo, otros estudios con *P. ostreatus* BwPH reportan eficiencias de remoción de rojo 168 y de rojo 144, concentración inicial de 80 mg/L, de 94.31 y 73.13 %, respectivamente, después de 7 días de incubación en cultivo sumergido (Upadhyay y Przystas, 2022), mientras que en este estudio la concentración inicial fue de 200 mg/L y la remoción del 92% en 12 días de cultivo, la diferencia es relevante debido los colorantes son clasificados por su estructura química cromófora, que determina su estabilidad y susceptibilidad a remoción biológica. Los colorantes azoicos se caracterizan por la presencia de uno o más enlaces azo ($-N=N-$) que conectan anillos aromáticos, mientras que los colorantes antraquinónicos poseen un núcleo basado en la estructura de la antraquinona, formada por un sistema aromático fusionado con grupos carbonilo. En contraste, los colorantes trifenilmetano, como la anilina azul, presentan una estructura central compuesta por un carbono unido a tres anillos aromáticos, lo que les confiere una elevada conjugación electrónica y estabilidad química. Estas diferencias estructurales influyen significativamente en la eficiencia de los procesos de remoción por microorganismos (Liu et al., 2004).

6.4 Análisis estadístico

La baja variabilidad observada entre las réplicas ($n=3$), reflejada en las desviaciones estándar presentadas en los resultados, fue confirmada por la prueba de Levene, que no mostró violaciones significativas del supuesto de homogeneidad de varianzas ($p > 0.05$).

Asimismo, la prueba de Shapiro-Wilk no mostró evidencia de desviación significativa de la normalidad en ninguna de las variables evaluadas ($p > 0.05$). El cumplimiento de estos supuestos garantizó que los resultados del ANOVA y de la prueba de Tukey fueran válidos y que las diferencias observadas no fueran artefactos estadísticos. La consistencia de los resultados experimentales respaldó la reproducibilidad del proceso de biodegradación de AAZ por *P. ostreatus* bajo las condiciones evaluadas. En contraste, algunos estudios compilados por Herath et al. (2024) reportaron variabilidades más altas, particularmente en sistemas de fermentación sólida donde las condiciones de crecimiento son menos homogéneas que en cultivo sumergido. La menor variabilidad observada en el presente estudio pudo deberse a la naturaleza más controlada y homogénea del cultivo sumergido con agitación constante (150 rpm), lo que permitió una distribución uniforme del inóculo, los nutrientes y el colorante, así como una transferencia de oxígeno consistente entre réplicas.

7. Conclusiones

- En el presente estudio se demostró que *Pleurotus ostreatus* es capaz de remover la anilina azul en cultivo sumergido, alcanzando un 92% de remoción del colorante después de 12 días de incubación. La ausencia de remoción en los controles abióticos confirmó que el proceso dependió exclusivamente de la actividad biológica del hongo.
- La cinética de remoción presentó tres fases diferenciadas: una fase inicial de adaptación (50.1% a los 4 días), una fase exponencial de máxima actividad (88.0% a los 8 días) y una fase de estabilización (92.0% a los 12 días). El análisis estadístico (ANOVA, $p < 0.05$) reveló diferencias altamente significativas entre todos los tiempos evaluados, lo que confirmó que el tiempo de incubación fue un factor determinante en la eficiencia del proceso.
- La producción de proteínas extracelulares alcanzó su valor máximo a los 4 días (0.431 mg/mL), con una diferencia significativa respecto al control sin colorante (0.040 mg/mL), lo que demostró la inducción metabólica del sistema enzimático ligninolítico en respuesta a la presencia del xenobiótico. Por su parte, la actividad lacasa presentó su pico a los 8 días (0.334 U/mL), coincidiendo con la fase de mayor tasa de remoción, y disminuyó a los 12 días (0.141 U/mL) a pesar de que la remoción continuó aumentando, lo que sugirió la participación de otras enzimas en las etapas finales del proceso.
- Los datos cumplieron con los supuestos de normalidad (Shapiro-Wilk) y homogeneidad de varianzas (Levene), y la baja variabilidad entre réplicas reflejó la alta reproducibilidad del cultivo sumergido bajo las condiciones controladas empleadas.
- Los hallazgos permiten sustentar la hipótesis planteada: *P. ostreatus* removió la anilina azul mediante la acción del sistema enzimático ligninolítico, con la lacasa desempeñando un papel central en la desestructuración del cromóforo.
- En conjunto, los resultados obtenidos sugieren que el cultivo sumergido podría ser una alternativa eficiente para potenciar la capacidad de *P. ostreatus* en la remoción de colorantes sintéticos, posicionándolo como una herramienta biotecnológica sostenible con potencial aplicación en procesos de biorremediación de efluentes que contienen colorantes textiles recalcitrantes, particularmente aquellos generados por la industria textil.
- Como prospectiva de investigación, se recomienda la identificación de los metabolitos generados mediante técnicas acopladas de cromatografía-espectrometría de masas, la evaluación de la toxicidad de los productos de degradación mediante ensayos ecotoxicológicos, y la optimización de las condiciones de cultivo para maximizar la producción de enzimas ligninolíticas.

8. Referencias

- Adak, A., Tiwari, R., Singh, S., Sharma, S. y Nain, L., 2016. Laccase Production by a Novel White-Rot Fungus *Pseudolagarobasidium acaciicola* LA 1 Through Solid-State Fermentation of Parthenium Biomass and Its Application in Dyes Decolorization. *Waste and Biomass Valorization*, 7(6), pp.1427-1435. doi: 10.1007/s12649-016-9550-0.
- Adamovic, M. y otros seis autores, 1998. The biodegradation of wheat straw by *Pleurotus ostreatus* mushrooms and its use in cattle feeding. *Animal Feed Science and Technology*, 71(3-4), pp.357-362.
- Afiya, H., Erkurt, E.A. y Shah, M.M., 2019. Enzymatic decolorization of Remazol Brilliant Blue Royal (RBBR) textile dye by white rot fungi. *Journal of Applied and Advanced Research*, 4(1), pp.11-15.
- Ahsan, H., Shahid, M., Imran, M., Mahmood, F., Siddique, M.H., Ali, H.M., Niazi, M.B.K., Hussain, S., Shahbaz, M., Ayyub, M. y Shahzad, T., 2022. Photocatalysis and adsorption kinetics of azo dyes by nanoparticles of nickel oxide and copper oxide and their nanocomposite in an aqueous medium. *PeerJ*, 10, p.e14358. <https://doi.org/10.7717/peerj.14358>
- Ali, H., 2010. Biodegradation of Synthetic Dyes—A Review. *Water Air Soil Pollut*, 213, pp.251-273. <https://doi.org/10.1007/s11270-010-0382-4>.
- Alpuche, G. y Paredes, O., 1996. Potencial en la biotecnología para la producción de hongos comestibles empleando desperdicios agrícolas. *Acta Universitaria: México*, 1(4), pp.1-15.
- Al-Tohamy, R., Ali, S.S., Li, F. et al., 2022. A critical review on the treatment of dye-containing wastewater: Ecotoxicological and health concerns of textile dyes and possible remediation approaches for environmental safety. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 231, p.113160.
- Al-Tohamy, R., Sun, J., Fareed, M.F. et al., 2020. Ecofriendly biodegradation of Reactive Black 5 by newly isolated *Sterigmatomyces halophilus* SSA1575, valued for textile azo dye wastewater processing and detoxification. *Sci Rep*, 10, p.12370. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-69304-4>.
- Ameenudeen, S., Unnikrishnan, S. y Ramalingam, K., 2020. Statistical optimization for the efficacious degradation of reactive azo dyes using *Acinetobacter baumannii* JC359. *Journal of Environmental Management*, p.111512. doi:10.1016/j.jenvman.2020.111512.
- Ananthashankar, R. y Ghaly, A.E., 2013. Production, Characterization and Treatment of Textile Effluents: A Critical Review. *Journal of Chemical Engineering & Process Technology*, 5(1). doi:10.4172/2157-7048.1000182.

- Aragaw, T.A., 2024. Microbial degradation of synthetic dyes in wastewater: mechanisms and applications. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, p.100162. <https://doi.org/10.1016/j.microb.2024.100162>.
- Araghi, M.S., Olya, M.E., Marandi, R. et al., 2016. Investigation of enhanced biological dye removal of colored wastewater in a lab-scale biological activated carbon process. *Appl Biol Chem*, 59, pp.463-470. <https://doi.org/10.1007/s13765-016-0177-4>.
- Arora, P.K., 2015. Bacterial degradation of monocyclic aromatic amines. *Frontiers in Microbiology*, 6. doi:10.3389/fmicb.2015.00820.
- Arshad, H., Imran, M. y Ashraf, M., 2020. Toxic effects of red-S3B dye on soil microbial activities, wheat yield, and their alleviation by pressmud application. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 204, p.111030.
- Asgher, M., Bhatti, H.N., Shah, S.A.H. et al., 2007. Decolorization potential of mixed microbial consortia for reactive and disperse textile dyestuffs. *Biodegradation*, 18, pp.311-316. <https://doi.org/10.1007/s10532-006-9065-7>
- Awasthi, A. y Datta, D., 2019. Application of Amberlite XAD-7HP resin impregnated with Aliquat 336 for the removal of Reactive Blue - 13 dye: Batch and fixed-bed column studies. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 7(6), p.103502. doi:10.1016/j.jece.2019.103502.
- Azmi, W., Sani, R.K. y Banerjee, U.C., 1998. Biodegradation of triphenylmethane dyes. *Enzyme and Microbial Technology*, 22(3), pp.185-191. [https://doi.org/10.1016/S0141-0229\(97\)00159-2](https://doi.org/10.1016/S0141-0229(97)00159-2)
- Baldrian, P. y Gabriel, J., 2002a. Intraspecific variability in growth response to cadmium of the wood-rotting fungus *Pleurotus ostreatus*. *Mycologia*, 94(3), pp.428-436.
- Baldrian, P. y Gabriel, J., 2002b. Variability of laccase activity in the white-rot basidiomycete *Pleurotus ostreatus*. *Folia Microbiologica*, 47(4), pp.385-390. doi:10.1007/bf02818695.
- Bankole, P.O., Adekunle, A.A. y Govindwar, S.P., 2018. Biodegradation of a monochlorotriazine dye, Cibacron brilliant red 3B-A in solid state fermentation by wood-rot fungal consortium, *Daldinia concentrica* and *Xylaria polymorpha*: Co-biomass decolorization of Cibacron brilliant red 3B-A dye. *International Journal of Biological Macromolecules*, 120, pp.19-27.
- Benkhaya, S., M'raet, S. y El Harfi, A., 2020. Classifications, properties, recent synthesis, and applications of azo dyes. *Heliyon*, 6, pp.e03271.
- Bera, S.P. y Tank, S.K., 2021. Microbial degradation of Procion Red by *Pseudomonas stutzeri*. *Sci Rep*, 11, 3075. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-82494-9>

- Berradi, M., Hsissou, R., Khudhair, M., Assouag, M., Cherkaoui, O. y El Bachiri, A., 2019. Textile finishing dyes and their impact on aquatic environments. *Heliyon*, 5(11), p.e02711.
- Bogale, F.M., Teffera, B. y Aragaw, T.A., 2026. Performance of a hybrid reactor system for the biological treatment of dye rich wastewater using textile effluent adapted microbial community. *Discov Environ*, 4, p.160. <https://doi.org/10.1007/s44274-026-00679-3>.
- Breene, W.M., 1990. Nutritional and medicinal value of specialty mushrooms. *Journal of Food Protection*, 53(10), pp.883-894.
- Ceretta, M.B., Nercessian, D. y Wolski, E.A., 2021. Current Trends on Role of Biological Treatment in Integrated Treatment Technologies of Textile Wastewater. *Front. Microbiol.*, 12:651025. doi: 10.3389/fmicb.2021.651025.
- Chakravarty, P., Baudh, K. y Kumar, M., 2015. Remediation of Dyes from Aquatic Ecosystems by Biosorption Method Using Algae. En: B. Singh, K. Baudh y F. Bux, eds. *Algae and Environmental Sustainability*. Developments in Applied Phycology, vol 7. New Delhi: Springer. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2641-3_8.
- Cheng, Y., Liu, X. y Zhang, T., 2022. Pharmacological effects of *Lentinus edodes* and its polysaccharides: A review. *Journal of Medicinal Mushrooms*, 34(6), pp.185-198.
- Christie, R.M., 2001. *Colour chemistry*. Cambridge: Royal Society of Chemistry.
- Clark, M., 2011. *Handbook of Textile and Industrial Dyeing: Principles, Processes and Types of Dyes*. Elsevier.
- Contato, A.G., Inácio, F.D., Brugnari, T., de Araújo, C.A.V., Maciel, G.M., Haminiuk, C.W.I., Peralta, R.M. y de Souza, C.G.M., 2020. Solid-state fermentation with orange waste: Optimization of laccase production from *Pleurotus pulmonarius* CCB-20 and decolorization of synthetic dyes. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 42, e52699.
- Cortazar-Martínez, A., González-Ramírez, C.A., Coronel-Olivares, C., Escalante-Lozada, J.A., Castro-Rosas, J. y Villagómez-Ibarra, J.R., 2012. Biotecnología aplicada a la degradación de colorantes de la industria textil. *Universidad y Ciencia*, 28(2), pp.187-199.
- Daneshvar, N., Ayazloo, M., Khataee, A.R. y Pourhassan, M., 2007. Biological decolorization of dye solution containing Malachite Green by microalgae *Cosmarium* sp. *Bioresource Technology*, 98(6), pp.1176-1182. doi:10.1016/j.biortech.2006.05.025.

- Das, P. y Debnath, A., 2023. Fabrication of MgFe₂O₄/polyaniline nanocomposite for amputation of methyl red dye from water: Isotherm modeling, kinetic and cost analysis. *Journal of Dispersion Science and Technology*, 44(14), pp.2587-2598. <https://doi.org/10.1080/01932691.2022.2110110>.
- Dashtban, M., Schraft, H., Syed, T.A. y Qin, W., 2010. Fungal biodegradation and enzymatic modification of lignin. *Int J Biochem Mol Biol.*, 1(1), pp.36-50.
- Dassanayake, R.S., Acharya, S. y Abidi, N., 2021. Recent Advances in Biopolymer-Based Dye Removal Technologies. *Molecules*, 26(15), p.4697. <https://doi.org/10.3390/molecules26154697>.
- Dauda, M.Y. y Erkurt, E.A., 2019. Investigation of Reactive Blue 19 Biodegradation and Byproducts Toxicity Assessment using Crude Laccase Extract from *Trametes versicolor*. *Journal of Hazardous Materials*, p.121555. doi:10.1016/j.jhazmat.2019.121555.
- Desai, C., Jain, K.R., Boopathy, R., van Hullebusch, E.D. y Madamwar, D., 2021. Editorial: Eco-Sustainable Bioremediation of Textile Dye Wastewaters: Innovative Microbial Treatment Technologies and Mechanistic Insights of Textile Dye Biodegradation. *Front. Microbiol.*, 12:707083. doi: 10.3389/fmicb.2021.707083.
- Dinakarkumar, Y., Ramakrishnan, G., Gujjula, K.R., Vasu, V., Balamurugan, P. y Murali, G., 2024. Fungal bioremediation: An overview of the mechanisms, applications and future perspectives. *Environmental Chemistry and Ecotoxicology*, 6, pp.293-302. <https://doi.org/10.1016/j.enceco.2024.07.002>.
- Donoso, J. y Aguirre, J., 1980. *Cultivo de hongos comestibles lignívoros*. Corporación de Fomento. Gerencia de Desarrollo, pp.4-70.
- Ebency, C.I.L., Rajan, S., Murugesan, A., Rajesh, R. y Elayarajah, B., 2013. Biodegradation of textile azo dyes and its bioremediation potential using seed germination efficiency. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 2, pp.496-505.
- Eichlerová, I., Homolka, L. y Baldrian, P., 2015a. The potential of basidiomycetous fungi for the degradation of synthetic dyes. *Environmental Science and Pollution Research*, 22(22), pp.17489-17500. <https://doi.org/10.1007/s11356-015-5332-7>.
- Eichlerová, I., Homolka, L., Žifčáková, L., Lisá, L., Dobiášová, P. y Baldrian, P., 2015b. Enzymatic systems involved in decomposition reflects the ecology and taxonomy of saprotrophic fungi. *Fungal Ecology*, 13, pp.10-22. doi:10.1016/j.funeco.2014.08.002.
- Ergene, A., Ada, K., Tan, S. y Katircioğlu, H., 2009. Removal of Remazol Brilliant Blue R dye from aqueous solutions by adsorption onto immobilized *Scenedesmus*

- quadricauda*: Equilibrium and kinetic modeling studies. *Desalination*, 249(3), pp.1308-1314. doi:10.1016/j.desal.2009.06.027.
- Erkurt, E.A., Erkurt, H.A. y Unyayar, A., 2010. Decolorization of Azo Dyes by White Rot Fungi. En: H. Atacag Erkurt, ed. *Biodegradation of Azo Dyes*. The Handbook of Environmental Chemistry, vol 9. Berlin, Heidelberg: Springer. https://doi.org/10.1007/698_2009_48.
- Erkurt, E.A., Ünyayar, A. y Kumbur, H., 2007. Decolorization of synthetic dyes by white rot fungi, involving laccase enzyme in the process. *Process Biochemistry*, 42(10), pp.1429-1435. doi:10.1016/j.procbio.2007.07.011.
- Fazal, T., Rehman, M.S.U., Javed, F., Akhtar, M., Mushtaq, A., Hafeez, A., Alaud Din, A., Iqbal, J., Rashid, N. y Rehman, F., 2021. Integrating bioremediation of textile wastewater with biodiesel production using microalgae (*Chlorella vulgaris*). *Chemosphere*, p.13. doi:10.1016/j.chemosphere.2021.13.
- Furci, G., 2007. *Fungi Austral: Guía de campo de los hongos más vistosos de Chile*. Ed. Corporación Chilena de la Madera, Concepción, Chile, pp.1-200.
- Gao, H., Kan, T., Zhao, S., Qian, Y., Cheng, X., Wu, W., Wang, X. y Zheng, L., 2013. Removal of anionic azo dyes from aqueous solution by functional ionic liquid cross-linked polymer. *Journal of Hazardous Materials*, 261, pp.83-90. doi:10.1016/j.jhazmat.2013.07.001.
- García, M., 1987. *Cultivo de setas y trufas*. Madrid: Editorial Mundi, pp.2-255.
- Garcia, R., Martínez, A. y González, P., 2023. Características morfológicas y fisiológicas de *Pleurotus ostreatus* en condiciones controladas. *Revista de Micología Aplicada*, 45(3), pp.120-130.
- Garg, S.K. y Tripathi, M., 2017. Microbial strategies for discoloration and detoxification of azo dyes from textile effluents. *Research Journal of Microbiology*, 12(1), pp.1-19. <https://doi.org/10.3923/jm.2017.1.19>.
- Germinario, G., Ciccola, A., Serafini, I., Ruggiero, L., Sbroscia, M., Vincenti, F., Fasolato, C., Curini, R., Ioele, M., Postorino, P. y Sodo, A., 2020. Gel substrates and ammonia-EDTA extraction solution: a new non-destructive combined approach for the identification of anthraquinone dyes from wool textiles. *Microchemical Journal*, 155, p.104780. doi:10.1016/j.microc.2020.104780.
- Germinario, G., Rigante, E.C.L., van der Werf, I.D. y Sabbatini, L., 2017. Pyrolysis gas chromatography–mass spectrometry of triarylmethane dyes. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaap.2017.08.001>.

- Goswami, L., Kushwaha, A., Kafle, S.R. y Kim, B.-S., 2022. Surface modification of biochar for dye removal from wastewater. *Catalysts*, 12(8), p.817. <https://doi.org/10.3390/catal12080817>.
- Grelska, A. y Noszczyńska, M., 2020. White rot fungi can be a promising tool for removal of bisphenol A, bisphenol S, and nonylphenol from wastewater. *Environ Sci Pollut Res*, 27, pp.39958-39976. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-10382-2>.
- Gupta, V.K., Khamparia, S., Tyagi, I., Jaspal, D. y Malviya, A., 2015. *Global Journal of Environmental Science and Management*, 1(1), pp.71-94. DOI:10.7508/gjesm.2015.01.007.
- Hadibarata, T., Adnan, L.A., Yusoff, A.R.M. et al., 2013. Microbial Decolorization of an Azo Dye Reactive Black 5 Using White-Rot Fungus *Pleurotus eryngii* F032. *Water Air Soil Pollut*, 224, p.1595. <https://doi.org/10.1007/s11270-013-1595-0>.
- Hadibarata, T. y Kristanti, R.A., 2012. Effect of Environmental Factors in the Decolorization of Remazol Brilliant Blue R by *Polyporus* sp. S133. *Journal of the Chinese Chemical Society*, 59(1), pp.56-62. <https://doi.org/10.1002/jccs.201100086>.
- Hadibarata, T., Yusoff, A.R.M., Aris, A. et al., 2012. Decolorization of Azo, Triphenylmethane and Anthraquinone Dyes by Laccase of a Newly Isolated *Armillaria* sp. F022. *Water Air Soil Pollut*, 223, pp.1045-1054. <https://doi.org/10.1007/s11270-011-0922-6>.
- Hassan, M.M. y Carr, C.M., 2018. A critical review on recent advancements of the removal of reactive dyes from dyehouse effluent by ion-exchange adsorbents. *Chemosphere*, 209, pp.201-219.
- Herath, I.S., Udayanga, D., Jayasanka, D.J. y Hewawasam, C., 2024. Textile dye decolorization by white rot fungi - A review. [Revista no especificada].
- Hoseinzadeh, E. y Rezaee, A., 2015. Electrochemical degradation of RB19 dye using low-frequency alternating current: Effect of a square wave. *RSC Adv*. doi:10.1039/C5RA19686H.
- Huy, N.D., Le, N.T.M., Chew, K.W., Park, S.-M. y Show, P.L., 2021. Characterization of a recombinant laccase from *Fusarium oxysporum* HUIB02 for biochemical application on dyes removal. *Biochemical Engineering Journal*, p.107958. doi:10.1016/j.bej.2021.107958.
- Jadhav, S.U., Jadhav, M.U., Kagalkar, A.N. y Govindwar, S.P., 2008. Decolorization of Brilliant Blue G dye mediated by degradation of the microbial consortium of *Galactomyces geotrichum* and *Bacillus* sp. *Journal of the Chinese Institute of Chemical Engineers*, 39(6), pp.563-570. doi:10.1016/j.jcice.2008.06.003.

- Jamee, R. y Siddique, R., 2019. Biodegradation of synthetic dyes of textile effluent by microorganisms: An environmentally and economically sustainable approach. *European Journal of Microbiology and Immunology*, pp.1-5. doi:10.1556/1886.2019.00018.
- Jarosz-Wilkolazka, A., Kochmańska-Rdest, J., Malarczyk, E., Wardas, W. y Leonowicz, A., 2002. Fungi and their ability to decolourize azo and anthraquinonic dyes. *Enzyme and Microbial Technology*, 30(4), pp.566-572. doi:10.1016/s0141-0229(02)00022-4.
- Jiménez, S., Velásquez, C., Mejía, F., Arias, M. y Hormaza, A., 2019. Comparative studies of pure cultures and a consortium of white-rot fungi to degrade a binary mixture of dyes by solid-state fermentation and performance at different scales. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 145, p.104772. doi:10.1016/j.ibiod.2019.104772.
- Jin, X., Wu, C., Tian, X., Wang, P., Zhou, Y. y Zuo, J., 2021. A magnetic-void-porous MnFe_2O_4 /carbon microspheres nano-catalyst for catalytic ozonation: Preparation, performance and mechanism. *Environmental Science & Ecotechnology*, 7, p.100110.
- Kabra, A.N., Khandare, R.V., Waghmode, T.R. y Govindwar, S.P., 2012. Phytoremediation of textile effluent and mixture of structurally different dyes by *Glandularia pulchella* (Sweet) Tronc. *Chemosphere*, 87(3), pp.265-272. doi:10.1016/j.chemosphere.2011.12.
- Kapdan, I., Kargi, F., McMullan, G. et al., 2000. Comparison of white-rot fungi cultures for decolorization of textile dyestuffs. *Bioprocess Engineering*, 22, pp.347-351. <https://doi.org/10.1007/s004490050742>.
- Kaushik, P. y Malik, A., 2009. Fungal dye decolourization: Recent advances and future potential. *Environment International*, 35(1), pp.127-141. doi:10.1016/j.envint.2008.05.010.
- Khan, M.N., Parmar, D.K. y Das, D., 2021. Recent applications of azo dyes: A paradigm shift from medicinal chemistry to biomedical sciences. *Mini-Reviews in Medicinal Chemistry*, 21(9), pp.1071-1084. <https://doi.org/10.2174/1389557520999201123210025>.
- Khattab, T.A., Rehan, M. y Hamouda, T., 2018. Smart textile framework: Photochromic and fluorescent cellulosic fabric printed by strontium aluminate pigment. *Carbohydrate Polymers*, 195, pp.143-152.
- Kijpornyongpan, T., Schwartz, A., Yaguchi, A. y Salvachúa, D., 2022. Systems biology-guided understanding of white-rot fungi for biotechnological applications: A review. *iScience*, 25(7), p.104640. <https://doi.org/10.1016/j.isci.2022.104640>.

- Kim, H., Park, J. y Lee, S., 2021. Optimization of in vitro culture conditions for mycelial growth of *Pleurotus ostreatus*. *Mycobiology*, 49(1), pp.45-52.
- Kiran, S., Albargi, H.B., Afzal, G. et al., 2023. *Azadirachta indica*-assisted green synthesis of magnesium oxide nanoparticles for degradation of Reactive Red 195 dye: a sustainable environmental remedial approach. *Appl Water Sci*, 13, p.193. <https://doi.org/10.1007/s13201-023-02000-6>.
- Kishor, R., Purchase, D. y Saratale, G.D. et al., 2021. Ecotoxicological and health concerns of persistent coloring pollutants of textile industry wastewater and treatment approaches for environmental safety. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 9, p.105012.
- Kumar, M. y Tamilarasan, R., 2013. Modeling studies: Adsorption of aniline blue by using *Prosopis Juliflora* carbon/Ca/alginate polymer composite beads. *Carbohydrate Polymers*, 92(2), pp.2171-2180. doi:10.1016/j.carbpol.2012.11.076.
- Lalnunhlimi, S. y Krishnaswamy, V., 2016. Decolorization of azo dyes (Direct Blue 151 and Direct Red 31) by moderately alkaliphilic bacterial consortium. *Brazilian Journal of Microbiology*, 47(1), pp.39-46. doi:10.1016/j.bjm.2015.11.013.
- Lee, H., Jang, Y., Choi, Y.-S., Kim, M.-J., Lee, J., Lee, H., Hong, J.-H., Lee, Y.M., Kim, G.-H. y Kim, J.-J., 2014. Biotechnological procedures to select white rot fungi for the degradation of PAHs. *Journal of Microbiological Methods*, 97, pp.56-62. <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2013.12.007>.
- Lee, J., Kim, M. y Choi, Y., 2023. Influence of carbon and nitrogen sources on the in vitro growth of *Pleurotus ostreatus*. *Journal of Applied Microbiology*, 134(2), pp.678-687.
- Legerská, B., Chmelová, D. y Ondrejovič, M., 2016. Degradation of synthetic dyes by laccases – A mini-review. *Nova Biotechnologica et Chimica*, 15(1), pp.90-106. <https://doi.org/10.1515/nbec-2016-0010>.
- Levin, L., 1996. *Biodegradación de materiales lignocelulósicos por hongos*. Secretaría de Ciencias y Técnica, Universidad de Buenos Aires, Argentina, pp.1-20.
- Levin, L., Malignani, E. y Ramos, A.M., 2010. Effect of nitrogen sources and vitamins on ligninolytic enzyme production by some white-rot fungi. Dye decolorization by selected culture filtrates. *Bioresource Technology*, 101(12), pp.4554-4563. doi:10.1016/j.biortech.2010.01.10.
- Lim, S.-L., Chu, W.-L. y Phang, S.-M., 2010. Use of *Chlorella vulgaris* for bioremediation of textile wastewater. *Bioresource Technology*, 101(19), pp.7314-7322.

- Malik, A., Akhtar, R. y Grohmann, E., 2014. *Environmental Deterioration and Human Health: Natural and Anthropogenic Determinants*. Springer.
- Manzoor, J. y Sharma, M., 2020. Impact of textile dyes on human health and environment. En: K.A. Wani, N.K. Jangid y A.R. Bhat, eds. *Impact of textile dyes on public health and the environment*. Hershey, PA: IGI Global, pp.162-169. <https://doi.org/10.4018/978-1-7998-0311-9.ch008>.
- Mazmanci, M.A. y Ünyayar, A., 2005. Decolourisation of Reactive Black 5 by *Funalia trogii* immobilized on *Luffa cylindrica* sponge. *Process Biochemistry*, 40(1), pp.337-342. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2004.01.011>.
- Mousavi, S.M., Hashemi, S.A., Moezzi, S.M.I., Ravan, N., Gholami, A., Lai, C.W., Chiang, W-H., Omidifar, N., Yousefi, K. y Behbudi, G., 2021. Recent advances in enzymes for the bioremediation of pollutants. *Biochemistry Research International*, 2021, Article ID 5599204. <https://doi.org/10.1155/2021/5599204>.
- Mustafa, G., Zahid, M.T., Ali, S., Abbas, S.Z. y Rafatullah, M., 2021. Biodegradation and discoloration of disperse blue-284 textile dye by *Klebsiella pneumoniae* GM-04 bacterial isolate. *Journal of King Saud University-Science*, 33(4), p.101442.
- Niebisch, C.H., Malinowski, A.K., Schadeck, R., Mitchell, D.A., Kava-Cordeiro, V. y Paba, J., 2010. Decolorization and biodegradation of reactive blue 220 textile dye by *Lentinus crinitus* extracellular extract. *Journal of Hazardous Materials*, 180(1-3), pp.316-322. doi:10.1016/j.jhazmat.2010.04.033.
- Osma, J.F., Toca-Herrera, J.L. y Rodríguez-Couto, S., 2011. *Pleurotus ostreatus*: a versatile factory for the decolourisation of two textile dyes. *Journal of Environmental Management*, 92(12), pp.3007-3012. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2011.07.014>.
- Özsoy, H.D., Ünyayar, A. y Mazmanci, M.A., 2005. Decolourisation of reactive textile dyes Drimarene Blue X3LR and Remazol Brilliant Blue R by *Funalia trogii* ATCC 200800. *Biodegradation*, 16, pp.195-204. <https://doi.org/10.1007/s10532-004-0627-2>.
- Park, C., Lee, M., Lee, B., Kim, S.W., Chase, H.A., Lee, J. y Kim, S., 2007. Biodegradation and biosorption for decolorization of synthetic dyes by *Funalia trogii*. *Biochemical Engineering Journal*, 36, pp.59-65.
- Pathak, V.V., Kothari, R., Chopra, A. y Singh, D., 2015. Experimental and kinetic studies for phycoremediation and dye removal by *Chlorella pyrenoidosa* from textile wastewater. *Journal of Environmental Management*. doi:10.1016/j.jenvman.2015.08.041.
- Periasamy, D., Mani, S. y Ambikapathi, R., 2019. White rot fungi and their enzymes for the treatment of industrial dye effluents. En: A. Yadav, S. Singh, S. Mishra

- y A. Gupta, eds. *Recent Advancement in White Biotechnology Through Fungi: Volume 3: Perspective for Sustainable Environments*. Cham: Springer, [páginas no especificadas].
- Piątkowska, M., Jedziniak, P., Olejnik, M., Zmudzki, J. y Posyniak, A., 2018. Absence of evidence or evidence of absence? *Food Chemistry*, 239, pp.598-602.
- Pinheiro, L.R.S., Gradíssimo, D.G., Xavier, L.P. y Santos, A.V., 2022. Degradation of azo dyes: Bacterial potential for bioremediation. *Sustainability*, 14(3), p.1510. <https://doi.org/10.3390/su14031510>.
- Przystas, W. y Zabłocka-Godlewska, E., 2019. Mixture of dyes - study of zootoxicity and removal by selected fungal strains. *Ecological Chemistry and Engineering A*, 26(1-2), pp.99-112.
- Przystas, W., Zabłocka-Godlewska, E. y Grabińska-Sota, E., 2015. Efficacy of fungal decolorization of a mixture of dyes belonging to different classes. *Brazilian Journal of Microbiology*, 46, pp.415-424.
- Przystas, W., Zabłocka-Godlewska, E. y Grabińska-Sota, E., 2017. Efficiency of decolorization of different dyes using fungal biomass immobilized on different solid supports. *Brazilian Journal of Microbiology*, 49, pp.285-295. doi:10.1016/j.bjm.2017.06.010.
- Przystas, W., Zabłocka-Godlewska, E. y Grabińska-Sota, E., 2018. Efficiency of decolorization of different dyes using fungal biomass immobilized on different solid supports. *Brazilian Journal of Microbiology*, 49, pp.285-295.
- Przystaś, W., Zabłocka-Godlewska, E. y Grabińska-Sota, E., 2019. *Pleurotus ostreatus* as a species with potentially high effectiveness in the removal of synthetic dyes belonging to different classes. *Desalination and Water Treatment*, 161, pp.376-386. <https://doi.org/10.5004/dwt.2019.24314>.
- Puzyn, T., 2012. Textile Organic Dyes – Characteristics, Polluting Effects and Separation/Elimination Procedures from Industrial Effluents – A Critical Overview. *Organic Pollutants ten years after the stockholm convention - Environmental and analytical update*, Chapter 3. doi:10.5772/32373.
- Rafik, M., El Bachiri, A., El Harfi, A., Bouchta, M., Rghif, M., Hmammouchi, R., Khouili, M., Taleb, L., Amrani, A., Bensalah, A. y El Gaini, M., 2019. Ultrafiltration of wastewater-models loaded with vat dyes (indigo blue) by membranes composed of organic polymers at different percentages: comparative study. *Moroccan Journal of Chemistry*, 7(2), pp.230-235. <https://doi.org/10.48317/IMIST.PRSM/morjchem-v7i2.13841>.
- Rane, A. y Joshi, S.J., 2021. Biodecolorization and biodegradation of dyes: A review. *The Open Biotechnology Journal*, 15(1), pp.97-108. <https://doi.org/10.2174/1874070702115010097>.

- Rawat, D., Sharma, R.S., Karmakar, S., Arora, L.S. y Mishra, V., 2018. Ecotoxic potential of a presumably non-toxic azo dye. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 148, pp.528-537.
- Revankar, M.S. y Lele, S.S., 2007. Synthetic dye decolorization by white rot fungus, *Ganoderma* sp. WR-1. *Bioresource Technology*, 98(4), pp.775-780. doi:10.1016/j.biortech.2006.03.02.
- Rodríguez Couto, S., Moldes, D., Liébanas, A. y Sanromán, A., 2003. *Biochemical Engineering Journal*, 15(1), pp.21-26.
- Rodríguez-Couto, S., 2016. Potential of White-Rot Fungi to Treat Xenobiotic-Containing Wastewater. En: D. Purchase, ed. *Fungal Applications in Sustainable Environmental Biotechnology*. Fungal Biology. Cham: Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-42852-9_5.
- Roy, D.C., Biswas, S.K., Saha, A.K., Sikdar, B., Rahman, M., Roy, A.K., Prodhan, Z.H. y Tang, S., 2018. Biodegradation of Crystal Violet dye by bacteria isolated from textile industry effluents. *PeerJ*, 6, p.e5015. <https://doi.org/10.7717/peerj.5015>.
- Saratale, G.D., Saratale, R.G., Cho, S.-K., Ghodake, G., Bharagava, R.N., Park, Y., Mulla, S.I., Kim, D.-S., Kadam, A. y Nair, S., 2020. Investigation of photocatalytic degradation of reactive textile dyes by *Portulaca oleracea*-functionalized silver nanocomposites and exploration of their antibacterial and antidiabetic potentials. *Journal of Alloys and Compounds*, 833, p.155083. <https://doi.org/10.1016/j.jallcom.2020.155083>.
- Saratale, R.G., Saratale, G.D., Kalyani, D.C., Chang, J.S. y Govindwar, S.P., 2009. Enhanced decolorization and biodegradation of textile azo dye Scarlet R by using developed microbial consortium-GR. *Bioresource Technology*, 100(9), pp.2493-2500. doi:10.1016/j.biortech.2008.12.01.
- Sathishkumar, K., AlSalhi, M.S., Sanganyado, E. et al., 2019a. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 200, p.111655.
- Sathishkumar, K., AlSalhi, M.S., Sanganyado, E., Devanesan, S., Arulprakash, A. y Rajasekar, A., 2019b. Sequential electrochemical oxidation and bio-treatment of the azo dye congo red and textile effluent. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 200, p.111655. doi:10.1016/j.jphotobiol.2019.111.
- Selvakumar, S., Manivasagan, R. y Chinnappan, K., 2013. Biodegradation and decolourization of textile dye wastewater using *Ganoderma lucidum*. *3 Biotech*, 3, pp.71-79. <https://doi.org/10.1007/s13205-012-0073-5>.
- Selvaraj, V., Karthika, T.S., Mansiya, C. y Alagar, M., 2021. *Journal of Molecular Structure*, 1224, p.129195.

- Sen, S.K., Raut, S., Bandyopadhyay, P. y Raut, S., 2016. Fungal decolouration and degradation of azo dyes: A review. *Fungal Biology Reviews*, 30, pp.112-133.
- Seo, Y.H., Park, D., Oh, Y.-K., Yoon, S. y Han, J.-I., 2015. Harvesting of microalgae cell using oxidized dye wastewater. *Bioresource Technology*, 192, pp.802-806. doi:10.1016/j.biortech.2015.05.07.
- Sharma, J., Sharma, S. y Soni, V., 2021a. *Regional Studies in Marine Science*, 45, p.101802.
- Sharma, J., Sharma, S. y Soni, V., 2023. Toxicity of malachite green on plants and its phytoremediation: A review. *Regional Studies in Marine Science*, 62, p.102911. <https://doi.org/10.1016/j.rsma.2023.102911>.
- Shraddha, Shekher, R., Sehgal, S., Kamthania, M. y Kumar, A., 2011. Laccase: Microbial Sources, Production, Purification, and Potential Biotechnological Applications. *Enzyme Research*, 2011, pp.1-11. doi:10.4061/2011/217861.
- Singh, J., Gupta, P. y Das, A., 2021. Dyes from Textile Industry Wastewater as Emerging Contaminants in Agricultural Fields. En: V. Kumar Singh, R. Singh y E. Lichtfouse, eds. *Sustainable Agriculture Reviews 50*. Sustainable Agriculture Reviews, vol 50. Cham: Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-030-63249-6_5.
- Singh, P.K. y Singh, R.L., 2017. Bio-removal of Azo Dyes: A Review. *International Journal of Applied Sciences and Biotechnology*, 5(2), p.108. doi:10.3126/ijasbt.v5i2.16881.
- Singh, R.L., Singh, P.K. y Singh, R.P., 2015. Enzymatic decolorization and degradation of azo dyes – A review. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 104, pp.21-31. doi:10.1016/j.ibiod.2015.04.027.
- Singh, R.P., Singh, P.K., Gupta, R. y Singh, R.L., 2019. Treatment and Recycling of Wastewater from Textile Industry. En: R. Singh y R. Singh, eds. *Advances in Biological Treatment of Industrial Waste Water and their Recycling for a Sustainable Future*. Applied Environmental Science and Engineering for a Sustainable Future. Singapore: Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-13-1468-1_8.
- Soares, G.M., Costa-Ferreira, M. y Amorim, M.T.P., 2001. Decolorization of an anthraquinone-type dye using a laccase formulation. *Bioresource Technology*, 79(2), pp.171-177. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(01\)00043-8](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(01)00043-8).
- Sreedharan, V., Saha, P. y Rao, K.V.B., 2021. Dye degradation potential of *Acinetobacter baumannii* strain VITVB against commercial azo dyes. *Bioremediation Journal*, 25(4), pp.347-368. <https://doi.org/10.1080/10889868.2020.1871317>.

- Srinivasan, S. y Sadasivam, S.K., 2021. Biodegradation of textile azo dyes by textile effluent non-adapted and adapted *Aeromonas hydrophila*. *Environmental Research*, p.110643. doi:10.1016/j.envres.2020.110643.
- Sugumar, R.W. y Sadanandan, S., 2010. Combined Anaerobic-Aerobic Bacterial Degradation of Dyes. *Journal of Chemistry*, 7, 987362, 6 pages. <https://doi.org/10.1155/2010/987362>.
- Šuleková, M., Smrčová, M., Hudák, A., Heželová, M. y Fedorová, M., 2017. Organic colouring agents in the pharmaceutical industry. *Folia Veterinaria*, 61(3), pp.32-46. <https://doi.org/10.1515/fv-2017-0025>.
- Tahir, U., Nawaz, S., Hassan Khan, U. y Yasmin, A., 2021. Assessment of biodecolorization potentials of biofilm forming bacteria from two different genera for Mordant Black 11 dye. *Bioremediation Journal*, 25(3), pp.252-270. <https://doi.org/10.1080/10889868.2021.1911920>.
- Thakur, J.K., Paul, S., Dureja, P. et al., 2014. Degradation of Sulphonated Azo Dye Red HE7B by *Bacillus* sp. and Elucidation of Degradative Pathways. *Curr Microbiol*, 69, pp.183-191. <https://doi.org/10.1007/s00284-014-0571-2>.
- Thakurata, D.G., Das, K.C. y Dhar, S.S., 2022. Efficient photocatalytic degradation of aniline blue under solar irradiation by ternary cobalt ferrite/graphitic carbon nitride/bentonite nanocomposite. *Environ Sci Pollut Res*, 29, pp.34269-34277. <https://doi.org/10.1007/s11356-021-18242-3>.
- Tizazu, S., Tesfaye, G., Andualem, B., Wang, A. y Guadie, A., 2022. Evaluating the potential of thermo-alkaliphilic microbial consortia for azo dye biodegradation under anaerobic–aerobic conditions: Optimization and microbial diversity analysis. *Journal of Environmental Management*, 323, p.116235. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2022.116235>.
- Tounsadi, H., Metarfi, Y., Taleb, M., El Rhazi, K. y Rais, Z., 2020. Impact of chemical substances used in textile industry on the employee's health: Epidemiological study. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 197, p.110594. doi:10.1016/j.ecoenv.2020.110594.
- Tripathi, M., Singh, S., Pathak, S., Kasaudhan, J., Mishra, A., Bala, S., Garg, D., Singh, R., Singh, P., Singh, P.K., Shukla, A.K. y Pathak, N., 2023. Recent strategies for the remediation of textile dyes from wastewater: A systematic review. *Toxics*, 11(11), p.940. <https://doi.org/10.3390/toxics11110940>.
- Upadhyay, R. y Przystas, W., 2022. Decolorization of two dyes using white rot fungus (BWPH) strain and evaluation of zootoxicity of post process samples. *Architecture, Civil Engineering, Environment*, 15(3), pp.87-94.
- Varnero, M.T., Quiroz, M.S. y Álvarez, C.H., 2010. *Información Tecnológica*, 21(2), pp.13-20.

- Wan, J., Sun, X., Liu, C. et al., 2017. Decolorization of textile dye RB19 using volcanic rock matrix immobilized *Bacillus thuringiensis* cells with surface displayed laccase. *World J Microbiol Biotechnol*, 33, p.123. <https://doi.org/10.1007/s11274-017-2290-x>.
- Wang, N., Chu, Y., Wu, F., Zhao, Z. y Xu, X., 2017. Decolorization and degradation of Congo red by a newly isolated white rot fungus, *Ceriporia lacera*, from decayed mulberry branches. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 117, pp.236-244.
- Xu, H., Yang, B., Liu, Y. et al., 2018. Recent advances in anaerobic biological processes for textile printing and dyeing wastewater treatment: a mini-review. *World J Microbiol Biotechnol*, 34, p.165. <https://doi.org/10.1007/s11274-018-2548-y>.
- Yaseen, D.A. y Scholz, M., 2019. Textile dye wastewater characteristics and constituents of synthetic effluents: a critical review. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 16, pp.1193-1226. <https://doi.org/10.1007/s13762-018-2130-z>.
- Zhao, Y., Liu, T. y Zhang, H., 2021. *Fungal Biology Reviews*, 35, pp.211-224.
- Zohoorian, H., Ahmadzadeh, H., Molazadeh, M., Shourian, M. y Lyon, S., 2020. Microalgal bioremediation of heavy metals and dyes. En: O. Konur, ed. *Handbook of Algal Science, Technology and Medicine*. Academic Press, pp.659-674. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818305-2.00041-3>.
- Zollinger, H., 2003. *Color chemistry: syntheses, properties, and applications of organic dyes and pigments*. John Wiley & Sons.
- Zou, X., Zhang, H., Chen, T., Li, H., Meng, C., Xia, Y. y Guo, J., 2018. Preparation and Characterization of Polyacrylamide / Sodium Alginate Microspheres and Its Adsorption of MB Dye. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*. doi:10.1016/j.colsurfa.2018.12.01.
- Zuleta-Correa, A., Álvarez-Barragán, J., Gutiérrez-Correa, M. y Lázaro-Díez, M., 2016. Decolorization of Basic Red 46 by white-rot fungi in solid-state fermentation using banana peel as support.

9. Anexos

Anexo A: Resultados del análisis estadístico descriptivo de la Absorbancia obtenido mediante SAS

A.1 Lectura de Absorbancia a 4 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Absorbancia

Tratamiento = t4

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	1.63833333	Observaciones de la suma	4.915
Desviación típica	0.23507091	Varianza	0.05525833
Asimetría	1.19757739	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	8.162925	Suma de cuadrados corregidos	0.11051667
Coefficiente de variación	14.3481736	Media de error estándar	0.13571825

A.2 Lectura de Absorbancia a 8 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Absorbancia

Tratamiento = t8

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.40533333	Observaciones de la suma	1.216
Desviación típica	0.02136196	Varianza	0.00045633
Asimetría	-1.5251745	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.493798	Suma de cuadrados corregidos	0.00091267
Coefficiente de variación	5.27022038	Media de error estándar	0.01233333

A.3 Lectura de Absorbancia a 12 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Absorbancia

Tratamiento = t12

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.26366667	Observaciones de la suma	0.791
Desviación típica	0.07579798	Varianza	
0.00574533			
Asimetría	1.69819688	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.220051	Suma de cuadrados corregidos	
0.01149067			
Coeficiente de variación	28.7476525	Media de error estándar	0.04376198

Anexo B: Resultados del análisis estadístico descriptivo del %Remoción obtenido mediante SAS

B.1 Porcentaje de Remoción a 4 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Remoción

Tratamiento = t4

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	50.1	Observaciones de la suma	150.3
Desviación típica	7.16028631	Varianza	51.2697
Asimetría	-1.1969012	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	7632.5694	Suma de cuadrados corregidos	
102.5394			
Coeficiente de variación	14.2919886	Media de error estándar	4.13399323

B.2 Porcentaje de Remoción a 8 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Remoción

Tratamiento = t8

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	88.0133333	Observaciones de la suma	264.04
Desviación típica	0.62947068	Varianza	0.39623333
Asimetría	1.51771103	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	23239.833	Suma de cuadrados corregidos	0.79246667
Coefficiente de variación	0.71519922	Media de error estándar	0.36342506

B.3 Porcentaje de Remoción a 12 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: %Remoción

Tratamiento = t12

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	91.99	Observaciones de la suma	275.97
Desviación típica	2.30255489	Varianza	5.301759
Asimetría	-1.6983691	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	25397.0838	Suma de cuadrados corregidos	10.603518
Coefficiente de variación	2.50304912	Media de error estándar	1.32938068

Anexo C: Resultados del análisis estadístico descriptivo de la cuantificación de Proteínas obtenido mediante SAS

C.1 Cuantificación de proteínas a 4 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Proteínas

Tratamiento = t4

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.30166667	Observaciones de la suma	0.905
Desviación típica	0.03250128	Varianza	
0.00105633			
Asimetría	-0.0461472	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.275121	Suma de cuadrados corregidos	
0.00211267			
Coeficiente de variación	10.7739056	Media de error estándar	0.01876462

C.2 Cuantificación de proteínas a 8 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Proteínas

Tratamiento = t8

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.07666667	Observaciones de la suma	0.23
Desviación típica	0.01078579	Varianza	0.00011633
Asimetría	1.58252321	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.017866	Suma de cuadrados corregidos	
0.00023267			
Coeficiente de variación	14.0684258	Media de error estándar	0.00622718

C.3 Cuantificación de proteínas a 12 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Proteínas

Tratamiento = t12

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.08133333	Observaciones de la suma	0.244
Desviación típica	0.00550757	Varianza	
0.00003033			

Asimetría	-1.6680337	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.019906	Suma de cuadrados corregidos	0.00006067
Coeficiente de variación	6.77160313	Media de error estándar	0.0031798

Anexo D: Resultados del análisis estadístico descriptivo de la actividad específica de la Lacasa obtenidos mediante SAS

D.1 Actividad específica de la lacasa a 4 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Lacasa

Tratamiento = t4

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.008	Observaciones de la suma	0.024
Desviación típica	0.0034641	Varianza	0.000012
Asimetría	1.73205081	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.000216	Suma de cuadrados corregidos	0.000024
Coeficiente de variación	43.3012702	Media de error estándar	0.002

D.2 Actividad específica de la lacasa a 8 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Lacasa

Tratamiento = t8

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.36166667	Observaciones de la suma	1.085
Desviación típica	0.03507611	Varianza	0.00123033
Asimetría	0.34013586	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.394869	Suma de cuadrados corregidos	0.00246067
Coeficiente de variación	9.69846297	Media de error estándar	0.0202512

D.3 Actividad específica de la lacasa a 12 días de tratamiento

Prueba de normalidad (Shapiro-Wilk)

Procedimiento UNIVARIATE

Variable: Lacasa

Tratamiento = t12

Momentos

N	3	Pesos de la suma	3
Media	0.187	Observaciones de la suma	0.561
Desviación típica	0.04288356	Varianza	0.001839
Asimetría	-0.992292	Curtosis	.
Suma de cuadrados no corregidos	0.108585	Suma de cuadrados corregidos	
0.003678			
Coefficiente de variación	22.9323868	Media de error estándar	0.02475884

Nota: la información registrada cumplió con los supuestos de normalidad (Shapiro-Wilk, $p>0.05$) y homogeneidad de varianzas (Levene, $p>0.05$), por lo que se llevaron a cabo los análisis paramétricos.

Anexo E: Carta de aceptación de trabajo – Modalidad Cartel para la participación en la primera Cumbre Hidalguense de Agua, Aire y Suelo



San Agustín Tlaxiaca, Hgo. a 16 de marzo de 2026

Asunto: Carta de aceptación de trabajo – Modalidad Cartel
Folio del trabajo: H-CHAAS-02

Estimado (a) Fatima Pérez-Montiel.

Por medio de la presente, el **Comité Científico Editorial de la Primera Cumbre Agua, Aire y Suelo**, tienen el honor de comunicarle que, tras un proceso de evaluación académica por pares bajo criterios de rigor metodológico, pertinencia temática, originalidad y contribución al área de conocimiento, su trabajo titulado:

Remoción de anilina azul por *Pleurotus ostreatus* en cultivo sumergido

ha sido **ACEPTADO** para su presentación en modalidad cartel, dentro del programa académico oficial del evento.

El dictamen favorable reconoce la solidez conceptual, la fundamentación teórico-metodológica y la relevancia científica de su propuesta, la cual contribuye al fortalecimiento del intercambio académico y a la generación de conocimiento en el ámbito ambiental.

La presentación se llevará a cabo el **día 20 de marzo del presente año**, en un horario de **12:00 a 13:00 horas**, en las instalaciones del **Parque Científico y Tecnológico CITNOVA**, sede del evento. Para facilitar la organización de la sesión, solicitamos amablemente que **la colocación del cartel se realice entre las 09:30 y las 10:00 horas del mismo día**.

Agradecemos su valiosa participación y estamos seguros de que su contribución **enriquecerá significativamente las actividades científicas de esta Primera Cumbre**.

Sin otro particular, reciba un cordial saludo.

Atentamente

Comité Científico y Editorial
Primera Cumbre Hidalguense Agua, Aire y Suelo
Ciencia, Política y Ciudadanía

