

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**BIOTRANSFORMACIÓN DE COLORANTES SINTÉTICOS Y EFLUENTES
INDUSTRIALES POR BASIDIOMICETOS NATIVOS
TESIS**

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRA EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN BIOSISTEMAS**

**PRESENTA:
ÁNGELES GONZÁLEZ URBINA**

GENERAL ESCOBEDO, N.L. JUNIO DE 2024

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**BIOTRANSFORMACIÓN DE COLORANTES SINTÉTICOS Y EFLUENTES
INDUSTRIALES POR BASIDIOMICETOS NATIVOS**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRA EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN BIOSISTEMAS**

**PRESENTA:
ÁNGELES GONZÁLEZ URBINA**

GENERAL ESCOBEDO, N.L.

JUNIO DE 2024

ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL COMITÉ
PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRA EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN
INGENIERÍA EN BIOSISTEMAS

COMITÉ PARTICULAR



Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Directora de Tesis



Dra. Laura Levin
Co-Directora



Dr. Iosvany Lopez Sandin
Asesor



Dr. Celestino García Gómez
Asesor



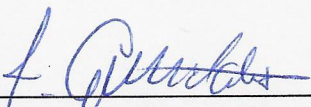
Dr. Juan Francisco Villarreal Chiu
Asesor

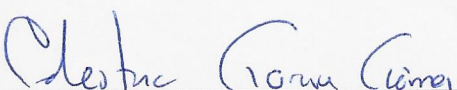



Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Subdirectora de Posgrado e Investigación

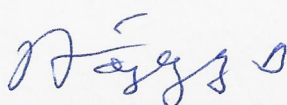
ESTA TESIS FUE APROBADA EN FORMATO, POR EL COMITÉ DE POSGRADO,
ATENDIENDO A EL ARTÍCULO 123, DEL REGLAMENTO GENERAL DEL
SISTEMA DE POSGRADO DE LA UANL.

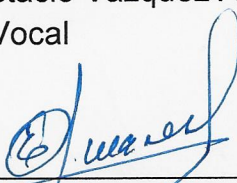
COMITÉ DE POSGRADO


Dra. Juanita Guadalupe Gutiérrez Soto
Presidenta

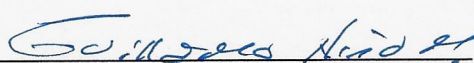

Dr. Celestino García Gómez
Secretario


Dra. Lidia Rosaura Salas Cruz
Vocal


Ph.D. Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado
Vocal


Ph.D. Emilio Olivares Sáenz
Vocal


Dra. Sughey Ramona Sinagawa García
Vocal


Dr. Guillermo Niño Medina
Vocal

DEDICATORIA

Primeramente, a Dios por ser la razón de mi existir y darme el aliento que necesitaba, él fue quien tomó mi intelecto e hizo uso de mis capacidades conforme su voluntad. Quien renovó mi esperanza y mi alegría cuando pensaba que no lo lograría.

A mis padres Elsa Urbina y Francisco González por nunca abandonarme, para ellos son los frutos de mi progreso y los honro a través de este proyecto. A mis hermanos María y Adán por apoyarme con su compañía y risas, hicieron que este camino fuera más ligero.

A mis abuelitos María Luisa y Víctor que me otorgaron sus oraciones y conocimiento, también los honro.

A mis tíos Emanuel Urbina, Rocío Urbina y Daniel Urbina porque dieron más de ellos para que pudiera cumplir con mi meta.

A mis compañeros del laboratorio de ciencias naturales (*Mushroom Team*) y biotecnología por hacer mis días más alegres y enseñarme los tesoros del compañerismo.

A mi familia de la Fe que nunca dejaron de orar por mí y velar por mi bienestar, ellos fueron mis hermanos en tiempos difíciles.

Soli Deo Gloria

AGRADECIMIENTO

Agradezco a la Universidad Autónoma de Nuevo León, por permitirme finalizar este proyecto y proveerme de todo lo necesario, tanto en la Facultad de Agronomía como en la Facultad de Ciencias Biológicas y la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Mi total agradecimiento a mi directora de tesis la Dra. Guadalupe Gutiérrez Soto que me ayudó a formar la persona que soy ahora, gracias por su paciencia y dedicación aún en las pequeñas cosas. Agradezco también a mi comité de tesis los doctores losvany López, Celestino García, Juan Villarreal y la Dra. Laura Levin quienes estuvieron pendientes de mí en todo momento y por animarme en cada evaluación. Muchas gracias.

A mis amigos y compañeros de generación, Alondra y Dante, gracias por acompañarme y cuidar de mí, fueron los regalos más hermosos de la maestría.

Agradezco a todos los maestros y personal administrativo que me apoyaron y guiaron, especialmente en los momentos difíciles.

INDICE DE CONTENIDO

| | |
|---|-----|
| ÍNDICE DE CUADROS | III |
| ÍNDICE DE FIGURAS | IV |
| RESUMEN | 1 |
| ABSTRACT | 2 |
| INTRODUCCIÓN | 3 |
| HIPÓTESIS | 5 |
| 1.1 Objetivo general | 6 |
| 1.1.1 Objetivos específicos | 6 |
| REVISIÓN DE LITERATURA | 7 |
| 2.1 Colorantes textiles | 7 |
| 2.2 Clasificación de los colorantes por aplicación | 10 |
| Colorantes reactivos | 10 |
| Colorantes ácidos | 11 |
| Colorantes dispersos | 12 |
| Colorantes básicos | 13 |
| Colorantes directos | 13 |
| Colorantes sulfúricos | 14 |
| 2.3 Efectos negativos de los colorantes | 14 |
| 2.4 Tratamientos de aguas residuales con colorantes textiles | 17 |
| 2.5 Biodegradación y biosorción | 18 |
| 2.6 Usos de los hongos en el tratamiento de efluentes coloreados | 19 |
| 2.6.1. Lacasas | 21 |
| 2.6.2. Lignina peroxidasa (LiP) | 22 |
| 2.6.3. Manganeso peroxidasa (MnP) | 23 |
| 2.7 Productos de degradación y toxicidad | 24 |
| 2.8 Consumo energético | 26 |
| MATERIALES Y MÉTODOS | 28 |
| 3.1 Material biológico | 28 |
| 3.2 FASE I: Decoloración en medio sólido | 29 |

| | |
|---|----|
| 3.3 FASE II: Producción de enzimas y análisis electroforético | 30 |
| 3.3.1 Preparación del medio líquido | 30 |
| 3.3.2 Curva de producción enzimática..... | 30 |
| 3.3.3 Análisis electroforético | 30 |
| 3.4 FASE III: Decoloración con sobrenadantes..... | 31 |
| 3.4.1 Generación de sobrenadantes y cuantificación enzimática | 31 |
| 3.4.2 Decoloración de colorantes sintéticos | 32 |
| 3.5 FASE IV: Decoloración de efluente real | 32 |
| 3.6 Consumo energético | 33 |
| 3.6.1 Entrada de energía | 33 |
| 3.7 Diseño experimental..... | 35 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 36 |
| 4.1 FASE I: Decoloración en medio sólido | 36 |
| 4.2 FASE II: Producción de enzimas y análisis electroforético..... | 45 |
| 4.2.2 Análisis electroforético | 49 |
| 4.3 FASE III: Decoloración con sobrenadantes..... | 53 |
| 4.3.1 Decoloración de colorantes sintéticos | 53 |
| 4.4 FASE IV: Decoloración de un efluente real | 59 |
| 4.5 Consumo energético | 63 |
| CONCLUSIONES | 67 |
| RECOMENDACIONES | 68 |
| REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 69 |

ÍNDICE DE CUADROS

| Cuadro | Página |
|---|--------|
| Cuadro 1. Clasificación de los grupos de colorantes ácidos (Tomado de Mahapatra, 2016)..... | 12 |
| Cuadro 2. Efectos negativos en la salud humana y animal de los colorantes (Sreedharan y Bhaskara, 2019). | 16 |
| Cuadro 3. Características de un agua residual textil. | 17 |
| Cuadro 4. Métodos de degradación para colorantes sintéticos. | 17 |
| Cuadro 5. Productos de degradación de colorantes por la acción de hongos..... | 25 |
| Cuadro 6. Cuadrados medios para el análisis de varianza del crecimiento y el ID. . | 36 |
| Cuadro 7. Tallas moleculares relativos (KDa) de las lacasas identificadas en los basidiomicetos nativos. | 49 |
| Cuadro 8. Caracterización fisicoquímica del efluente residual colorido..... | 59 |
| Cuadro 9. Consumo de energía en la selección de lacasa con aplicación en el tratamiento de agua. | 63 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| Figura | Página |
|--|--------|
| Figura 1. Estructura química del colorante Reactive Black 5..... | 8 |
| Figura 2. Ventajas y de desventajas de los colorantes reactivos | 11 |
| Figura 3. Ventajas y de desventajas de los colorantes ácidos. | 11 |
| Figura 4. Enzimas ligninolíticas detectadas en algunos hongos de pudrición blanca (WRF) (Bilal et al., 2017)..... | 21 |
| Figura 5. Estrategia de investigación..... | 28 |
| Figura 6. Decoloración de colorantes sintéticos. | 32 |
| Figura 7. Escrutinio en medio sólido (KM) para la identificación de actividad ligninolítica por degradación de color en las cepas <i>Trametes maxima</i> CU1, <i>Trametes hirsuta</i> CS5, <i>Funalia trogii</i> CS200, <i>Pycnoporus sanguineus</i> GE01 y <i>Trametes versicolor</i> UAMH 8272. | 37 |
| Figura 8. Cinética de crecimiento e ID de <i>Trametes maxima</i> CU1. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron al $\leq 5\%$ | 39 |
| Figura 9. Cinética de crecimiento e ID de <i>Trametes hirsuta</i> CS5. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron al $\leq 5\%$ | 40 |
| Figura 10. Cinética de crecimiento e ID de <i>Funalia trogii</i> CS200. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron $\leq 5\%$ | 41 |
| Figura 11. Cinética de crecimiento e ID de <i>Pycnoporus sanguineus</i> GE01. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron al $\leq 5\%$ | 43 |
| Figura 12. Cinética de crecimiento e ID de <i>Trametes versicolor</i> UAMH 8272. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. | |

En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron $\leq 5\%$ 44

Figura 13. Producción de lacasa. A y B corresponden a la producción de Lac en medio KM+CuSO₄ (350 μ M) y BF, respectivamente. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y la desviación fue $\leq 5\%$ 46

Figura 14. Producción de lignina peroxidasa. A y B corresponden a la producción de LiP en medio KM+CuSO₄ (350 μ M) y BF, respectivamente. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y la desviación fue $\leq 5\%$ 47

Figura 15. Producción de manganeso peroxidasa. A y B corresponden a la producción de MnP en medio KM+CuSO₄ (350 μ M) y BF, respectivamente. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y la desviación fue $\leq 5\%$ 48

Figura 16. Geles de nativos-PAGE de *Trametes maxima* CU1. En la parte superior se encuentra el gel revelado con Coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS. 50

Figura 17. Geles de nativos-PAGE de *Trametes hirsuta* CS5. En la parte superior se encuentra el gel revelado con coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS. 51

Figura 18. Geles de nativos-PAGE de *Funalia trogii*. En la parte superior se encuentra el gel revelado con coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS. 52

Figura 19. Geles de nativos-PAGE de *Pycnoporus sanguineus* GE01. En la parte superior se encuentra el gel revelado con coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS. 53

Figura 20. Porcentajes de decoloración de los tintes sintéticos durante el ensayo. . 54

Figura 21. Espectros de decoloración para *Trametes maxima* CU1 (A-C) y *Trametes hirsuta* CS5 (D-F), donde A y D corresponde a azul reactivo 19, B y E negro reactivo 5 y, C y F cristal violeta. 56

Figura 22. Porcentajes de decoloración y espectros de absorción de las cepas nativas en el efluente residual. 62

Figura 23. Porcentaje acumulado del consumo energético de los diferentes portadores utilizados en el proceso. 64

RESUMEN

El crecimiento demográfico y la demanda de materiales para la confección de vestimenta ha generado una explosión en la producción de telas alrededor del mundo. La utilización de colorantes sintéticos y el mal manejo de residuos textiles han impactado de manera negativa ríos, arroyos, mantos acuíferos e incluso efluentes residuales. El tratamiento de aguas residuales que usualmente se emplea llega a ser ineficiente para los efluentes con colorantes textiles debido a la complejidad estructural de aquellos tintes. Debido a esto, se buscan formas agradables con el medio ambiente para degradar colorantes de una manera eficiente. El propósito del presente estudio fue biodegradar los colorantes negro reactivo 5 (RB5), azul brillante remazol R (RBBR), azul reactivo 19 (AR19) y cristal violeta (VC) en efluentes simulados e industriales empleando los basidiomicetos nativos *Trametes maxima* CU1, *Trametes hirsuta* CS5, *Funalia trogii* CS200 y *Pycnoporus sanguineus* GE01. *Trametes maxima* CU1 fue la cepa más eficiente, decolorando completamente varios colorantes, como RBBR y AR19, en solo 7 días en medio sólido. Los resultados indicaron que la actividad lignolítica es clave en la decoloración, aunque la toxicidad de ciertos colorantes, como el cristal violeta, afectó a algunas cepas. En cuanto a la producción enzimática, se destacó la lacasa, cuya actividad alcanzó su pico en las cepas *T. maxima* CU1 y *P. sanguineus* GE01, logrando títulos de hasta 16,610 U·L⁻¹. Con respecto a la capacidad de decoloración de un efluente industrial real, donde *T. maxima* CU1 redujo un 63% la absorbancia en la región visible en solo 5 minutos. Sin embargo, la decoloración en la región UV fue más lenta, alcanzando un 28% en 72 horas. Finalmente, el análisis del consumo energético mostró que la autoclave fue el equipo que más energía demandó, representando el 45% del total. Estos resultados, además de mostrar el potencial de las cepas nativas en el tratamiento de efluentes industriales, proporcionan una base para mejorar la eficiencia y sostenibilidad de los procesos de biorremediación en futuros estudios.

ABSTRACT

Population growth and the demand for materials for clothing have triggered an explosion in fabric production worldwide. The use of synthetic dyes and poor management of textile waste have negatively impacted rivers, streams, aquifers, and even wastewater effluents. Traditional wastewater treatments are often ineffective for textile dye effluents due to the structural complexity of these dyes. Therefore, eco-friendly methods are sought to efficiently degrade dyes. The aim of this study was to biodegrade Reactive Black 5 (RB5), Remazol Brilliant Blue R (RBBR), Reactive Blue 19 (AR19), and Crystal Violet (CV) in simulated and industrial effluents using native basidiomycetes *Trametes maxima* CU1, *Trametes hirsuta* CS5, *Funalia trogii* CS200, and *Pycnoporus sanguineus* GE01. *Trametes maxima* CU1 was the most efficient strain, completely decolorizing several dyes, such as RBBR and AR19, in just 7 days in solid media. Results indicated that ligninolytic activity is key in decolorization, although the toxicity of certain dyes, such as Crystal Violet, affected some strains. In terms of enzyme production, laccase was highlighted, with peak activity observed in *T. maxima* CU1 and *P. sanguineus* GE01, reaching up to 16,610 U·L⁻¹. Regarding the decolorization of a real industrial effluent, *T. maxima* CU1 reduced absorbance by 63% in the visible range in just 5 minutes. However, decolorization in the UV range was slower, reaching 28% in 72 hours. Finally, the energy consumption analysis showed that the autoclave was the most energy-demanding equipment, accounting for 45% of the total. These results, besides showcasing the potential of native strains in industrial effluent treatment, provide a foundation for improving the efficiency and sustainability of bioremediation processes in future studies.

INTRODUCCIÓN

La contaminación del agua es un problema ambiental de gran magnitud, causado por la incorporación de sustancias nocivas que alteran su composición química y física. Estos contaminantes, principalmente de origen industrial y doméstico, incluyen sólidos como metales pesados, plásticos, aceites y detergentes (Crini y Lichtfouse, 2018; Muhammad et al., 2020). Entre los contaminantes más preocupantes se encuentran los colorantes sintéticos, compuestos complejos con estructuras moleculares difíciles de degradar mediante métodos convencionales (Mondal y Chauhan, 2011). Su presencia en el agua representa un riesgo para la salud de los seres vivos, incluidos animales y humanos, al provocar alergias, irritación cutánea, deterioro neuronal, problemas reproductivos y efectos genotóxicos, especialmente cuando se encuentran en concentraciones elevadas (Al-Tohamy et al., 2022). En este contexto, la búsqueda de alternativas sostenibles para el tratamiento de efluentes textiles es crucial.

Los hongos, particularmente los pertenecientes al grupo de pudrición blanca, han demostrado poseer capacidades degradativas significativas, lo que los convierte en candidatos prometedores para la biorremediación (Ekanayake y Manage, 2022). Su capacidad para degradar compuestos complejos como la lignina, cuya estructura molecular presenta similitudes con la de los colorantes, los posiciona como herramientas eficaces para la eliminación de estos contaminantes. Cabe señalar que los hongos pueden utilizarse en diversas modalidades para la biorremediación: mediante biomasa activa o inactiva (micelio muerto) o a través de enzimas modificadoras de lignina. Estas estrategias permiten la adsorción (cuando se utiliza micelio), decoloración y degradación de los colorantes (Ekanayake y Manage, 2022). No obstante, es esencial analizar los productos resultantes de la degradación enzimática, ya que la diversidad estructural de los colorantes puede generar compuestos más tóxicos que el original (Bilal et al., 2020).

Otro aspecto importante es la evaluación del consumo energético en los procesos de tratamiento de agua, ya que este factor desempeña un papel crucial en diversos sistemas de investigación debido a sus amplias aplicaciones e implicaciones (Ismail et

al., 2021). En este contexto, el estudio energético de la lacasa se ha centrado en los costos de producción (Osma et al., 2011), cálculos energéticos, simulaciones moleculares, y en la selección y diseño de lacasas para usos industriales (Su et al., 2022; Thakur et al., 2023). Sin embargo, aún no se han determinado los costos energéticos relacionados con la selección de una cepa productora de lacasa con capacidad para degradar colorantes sintéticos en el tratamiento de aguas residuales.

Por lo anterior, la presente investigación tuvo como objetivo evaluar la capacidad de producir enzimas extracelulares capaces de degradar una amplia variedad de colorantes sintéticos, contribuyendo a la decoloración de efluentes industriales.

HIPÓTESIS

Las cepas nativas *Trametes maxima* CU1, *Trametes hirsuta* CS5, *Funalia trogii* CS200 y *Pycnoporus sanguineus* GE01 poseen la capacidad de producir enzimas extracelulares capaces de degradar una amplia variedad de colorantes sintéticos, contribuyendo a la decoloración de efluentes industriales.

OBJETIVOS

1.1 Objetivo general

Evaluar en cepas de hongos nativos de México causantes de pudrición blanca su habilidad para producir enzimas ligninolíticas extracelulares capaces de degradar una amplia variedad de colorantes sintéticos, contribuyendo a la decoloración de efluentes industriales.

1.1.1 Objetivos específicos

- Identificar el potencial decolorante de las cepas en medio sólido.
- Obtener los perfiles enzimáticos ligninolíticos de distintas cepas nativas.
- Probar el potencial decolorante de las cepas en colorantes sintéticos.
- Probar el potencial decolorante de las cepas nativas en un efluente real.
- Estimar el consumo de energía en el proceso.

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Colorantes textiles

Los colorantes textiles son sustancias químicas utilizadas para impartir color a las fibras textiles, cuyo uso se remonta a siglos. Inicialmente, se emplearon tintes naturales en los procesos de teñido, pero con el tiempo fueron reemplazados por colorantes sintéticos. Estos últimos destacan por sus colores vibrantes, facilidad de aplicación y solidez del color (Rehan et al., 2023). No obstante, el impacto ambiental y los riesgos para la salud asociados a estos compuestos son de gran relevancia, particularmente debido a sus efectos negativos en los ecosistemas acuáticos (Amalina et al., 2002; Fobiri, 2022). Además, existen reportes de daño en el ADN y muerte celular, lo que representa un riesgo para la salud humana por la ingesta de agua contaminada o el contacto dérmico (Silva et al., 2022).

Como resultado, se ha revalorizado el uso de colorantes naturales, los cuales presentan la ventaja de ser biodegradables y generar subproductos menos tóxicos (Islam et al., 2022). Sin embargo, a pesar de estos beneficios, su uso en la industria textil enfrenta desafíos como una gama limitada de colores y la necesidad de utilizar mordientes para fijar los tintes (Santos y Carvalho, 2022).

En este contexto, los colorantes sintéticos ofrecen una amplia gama de colores vibrantes, así como propiedades de tinción y solubilidad que no se encuentran en los colorantes naturales. Esta versatilidad se debe a su compleja estructura química, que determina sus características físicas y químicas (Benkhaya et al., 2022; Churata, 2018). Dicha estructura se compone de tres grupos principales:

- **Grupos cromóforos:** responsables del color del tinte. La actividad colorante está relacionada con la presencia de dobles enlaces, como lo explica la teoría de resonancia e insaturación (Benkhaya et al., 2022). Algunos ejemplos comunes de grupos cromóforos son los azoicos, nitro y antraquinónicos.
- **Auxocromos:** facilitan la fijación del tinte en el sustrato. Contienen pares de electrones que aumentan la intensidad del color y actúan como donadores de

electrones, los cuales requieren un grupo cromóforo para funcionar (Churata, 2018). Ejemplos comunes de auxocromos son los grupos amino, hidroxilo y carboxilo.

- **Grupos solubilizantes:** responsables de la solubilidad del tinte en disolventes (Benkhaya et al., 2022; Churata, 2018). Entre los grupos solubilizantes más comunes se encuentran los grupos sulfónicos, carboxílicos y sulfonados.

Un ejemplo de la relación entre la estructura química y las propiedades de un colorante sintético es el Reactive Black 5 (RB5), cuya estructura química se muestra en la Figura 1. Este colorante contiene un grupo cromóforo azoico, un auxocromo amino y un grupo solubilizante sulfónico. La combinación de estos grupos confiere al RB5 un color negro intenso, una alta actividad colorante y buena solubilidad en agua.

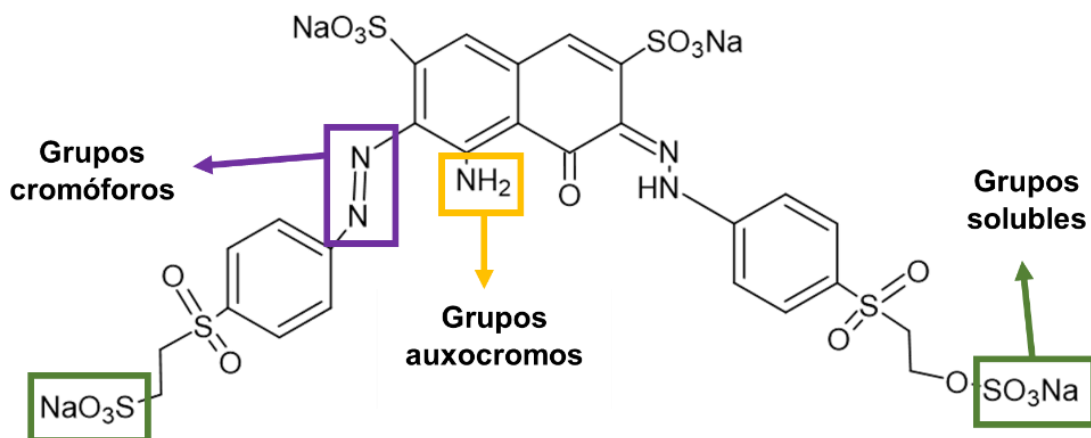


Figura 1. Estructura química del colorante Reactive Black 5.

Según su estructura química, los colorantes se clasifican en:

- **Azoicos:** Son los colorantes más utilizados a nivel industrial, caracterizados por la presencia de uno o más enlaces azoicos (N=N) en su estructura. Se emplean en diversas industrias, como la farmacéutica, alimentaria, cosmética, del cuero y, principalmente, en la textil (Johari et al., 2014;

Sreedharan y Bhaskara, 2019). Un ejemplo es el rojo congo, un colorante azoico utilizado como indicador de pH.

- **Antraquinonas:** Son quinonas tricíclicas derivadas del antraceno y pueden contener uno o más grupos hidroxilo en su estructura. Debido a su alta resistencia al calor y a la luz, se utilizan en la tinción de textiles, la fabricación de pinturas y plásticos, y en la producción de pigmentos (Marcano, 1990). Un ejemplo es el azul alizarina, un colorante antraquinónico empleado en la industria textil.
- **Ftalocianinas:** Se caracterizan por una estructura que incluye cuatro grupos isoindol, ocho átomos de nitrógeno, ocho de carbono y dobles enlaces conjugados, además de un elemento metálico en el centro de la estructura. Son solubles en agua y difíciles de degradar, lo que las hace adecuadas para la tinción de textiles, la fabricación de pinturas y plásticos, y la producción de pigmentos (Marcano, 1990; Osorio y Quintero, 2018). Un ejemplo es el azul ftalocianina, utilizado en la industria textil y de impresión.
- **Arilmetanos:** Estos colorantes se caracterizan por la presencia de un átomo de carbono unido a dos o tres anillos aromáticos. Se emplean en la tinción de textiles, la fabricación de pinturas y plásticos, y en la producción de pigmentos (Miguel, 2015). Un ejemplo es el verde de malaquita, utilizado en la industria textil y de papel.
- **Polimetinos:** Estos colorantes destacan por la presencia de dos o más grupos metino en su estructura. Son conocidos por sus colores intensos y brillantes, y se utilizan en la tinción de textiles, la fabricación de pinturas y plásticos, y en la producción de láseres (Miguel, 2015). Un ejemplo es el rojo cristal, un colorante polimetino utilizado en la industria textil y en tecnología láser.
- **Nitro:** Este grupo de colorantes se caracteriza por la presencia de uno o más grupos nitro (-NO₂). Predominantemente de color amarillo, se derivan de los fenoles y se usan en la tinción de textiles, la fabricación de explosivos y la producción de medicamentos (Cruz y Pari, 2019). Un ejemplo es el amarillo de picrato, utilizado en las industrias textiles y de explosivos.

2.2 Clasificación de los colorantes por aplicación

En la industria textil se emplean diversos tipos de fibras, tanto naturales como artificiales, que incluyen fibras celulósicas, proteicas y sintéticas. Para teñir estas fibras de manera eficiente, se utilizan diferentes tipos de colorantes, cada uno con características y aplicaciones específicas (Abd El-Rahim et al., 2021). A continuación, se presenta la clasificación de los colorantes según su aplicación, con sus propiedades y ejemplos.

Colorantes reactivos

Los colorantes reactivos se distinguen por su capacidad para formar enlaces covalentes con las fibras textiles, lo que les otorga una alta resistencia al lavado y al desgaste (Farrel, 2012). Estos colorantes contienen cromóforos azoicos o antraquinónicos y un grupo reactivo, que puede ser un heterociclo o un doble enlace activado (Asgher, 2011). Los principales tipos de colorantes reactivos son:

- *Colorantes bifuncionales*: Contienen grupos monoclorotriazinilo y sulfona de vinilo como radical reactivo.
- *Colorantes de sulfona de vinilo*: Poseen grupos de sulfona de vinilo como radical reactivo.
- *H-dyes*: Contienen el grupo monoclorotriazinilo como radical reactivo y se utilizan principalmente en fibras celulósicas y viscosas.
- *Colorantes M*: Tienen el grupo triazinilo dicloro como grupo reactivo.

En la Figura 2 se muestran las ventajas y desventajas de este tipo colorantes:

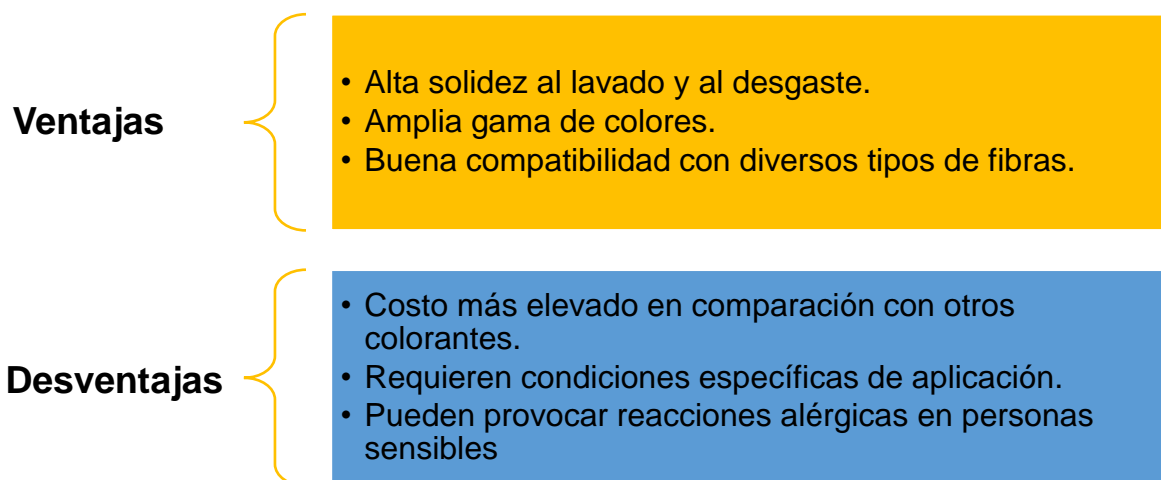


Figura 2. Ventajas y de desventajas de los colorantes reactivos

Colorantes ácidos

Los colorantes ácidos son colorantes aniónicos solubles en agua que se utilizan principalmente para teñir fibras de proteínas como la seda, el nylon y la lana (Mani, 2010). La unión del colorante a la fibra se produce mediante la formación de enlaces iónicos entre los grupos aniónicos del colorante y los grupos catiónicos de la fibra. Las ventajas y desventajas de los colorantes ácidos se muestran en la Figura 3 (Mani, 2010; Ramírez y Lozano, 2020):

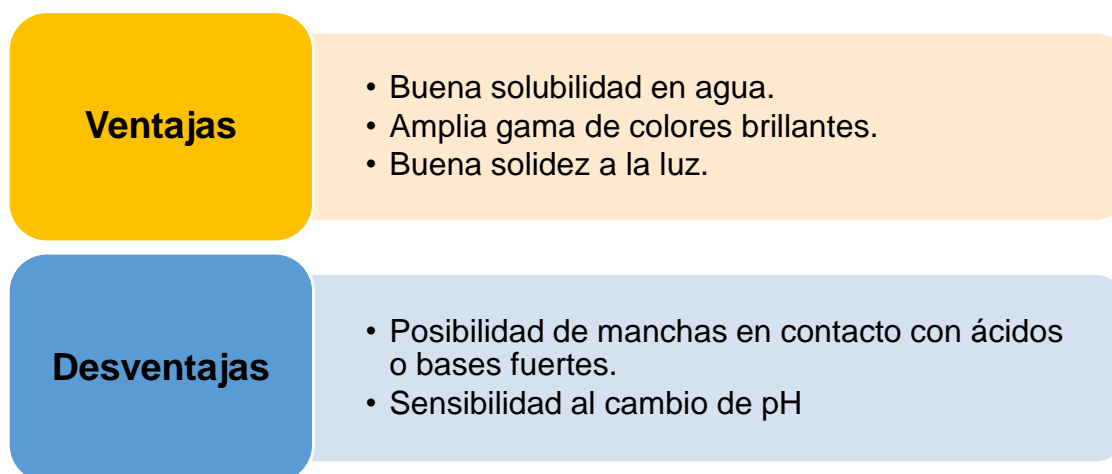


Figura 3. Ventajas y de desventajas de los colorantes ácidos.

En el Cuadro1 se muestran los grupos en que se clasifican los colorantes ácidos, en su mayoría conformados por azoicos, antraquinonas y trifenilmetano, siendo en proporción el 65, 15 y 12 respectivamente (Mahapatra, 2016).

Cuadro 1. Clasificación de los grupos de colorantes ácidos (Tomado de Mahapatra, 2016).

| Grupo | Tonalidad | Ejemplos |
|-----------------------|---|--|
| <i>Azo</i> | Amarillo Naranja Rojo Azul (opaco) Verde Violeta | Acid Red 1 Acid Red 142 |
| <i>Antraquinona</i> | Azules brillantes | Acid Blue 43 Acid Blue 45 Acid Blue 127 Red 80 |
| <i>Trifenilmetano</i> | Azul brillante Verde brillante Violeta brillante | Acid Blue 1 Acid Blue 3 Acid Blue 7 Acid Green 5 Acid Green 50 |

Colorantes dispersos

Los colorantes dispersos son colorantes orgánicos poco solubles en agua que se utilizan principalmente para teñir fibras hidrofóbicas como poliéster, acetato, acrílico y plástico. Algunos componentes heterocíclicos diazoicos significativos, por ejemplo, isotiazoles, tiazoles, tiadiazoles, 4-oxoquinazolininas y tiofenos, dan tintes dispersos (Al-Etaibi y El-Asasery, 2020). De acuerdo con su estructura química pueden encontrarse colorantes nitro, amino ketonas, antraquinonas, mono azo y di-azo. Comprendiendo los monoazo el 50% de los colorantes dispersos, antraquinonas el 25% y los disazo 10% (Mahapatra, 2016). Su forma de aplicación es a través de alta presión y

temperatura, la unión del colorante se genera por interacciones polares (Zaruma et al., 2018).

Colorantes básicos

Los colorantes básicos tienen alta afinidad a materiales textiles con carga negativa, poseen propiedades catiónicas que se originan de la carga positiva que se deslocaliza a partir del sistema cromóforo (El Qada, 2008). Por lo tanto, a los colorantes básicos también se los denomina “colorantes catiónicos”. Los tonos brillantes son característicos de estos pigmentos. Sin embargo, poseen poca solidez de luz (Christie y Abel, 2021). Se clasifican de la siguiente manera:

- Difenilmetano: verde de malaquita
- Trifenilmetano: azul de metileno
- Azina: violeta de metilo
- Tiazina: azul de metileno
- Oxazina: auramina O
- Xantina: rodamina B

Entre los colorantes más empleados en la manufactura están las aurominas (auromine O), verde de malaquita (malachite green), azul de metileno (methylene blue) y nuevo magenta (new magenta), mientras las fibras en las que se aplican son papel, poliacrilonitrilos, nylon, poliéster y seda (Mahapatra, 2016; Zaruma et al., 2018).

Colorantes directos

Los colorantes directos son un grupo importante de colorantes que se utilizan en la industria textil para teñir fibras naturales como el algodón, el lino, la seda y la lana. Estos colorantes se caracterizan por su solubilidad en agua y su capacidad de fijarse a las fibras textiles mediante fuerzas de Van der Waals (Roger, 2009). Empleados usualmente en algodón, rayón, seda, yute y lana, derivan de la bencidina y su molécula contiene dos grupos azoicos $N=N$. Por lo tanto, también se conocen como “colores diamina”. Incluyen los azos, estilbenos, oxazinas y ftalocianinas como

grupos cromóforos, y de acuerdo con la Sociedad de Tinteros y Colorantes de Reino Unido (SDC), son clasificados de acuerdo con su compatibilidad de diferentes grupos de colorantes directos entre sí, en condiciones específicas (Mahapatra, 2016).

Se clasifican en tres clases. La clase A abarca colorantes que tienen un adecuado nivel de migración y un alto poder de nivelación, debido a esto se los denomina tintes autonivelantes. No necesitan de sal para agotarse. La clase B abarca colorantes que poseen propiedades niveladoras deficientes y no son autonivelantes, se requiere la adición de sal para generar agotamiento, por lo tanto, se llaman tintes controlables por la sal. La clase C está compuesta por tintes con una nivelación pobre e intensamente sensibles a la presencia de sal. El agotamiento no se puede controlar con sal y se requiere un aumento de temperatura (Mahapatra, 2016).

Colorantes sulfúricos

Todos los colorantes de este grupo contienen enlaces de azufre dentro de sus moléculas. La sulfuración está comprendida por reacciones como sustitución, formación de anillos, reducción y oxidación. Incluyen también compuestos aromáticos con grupos nitro, amino o hidroxilo (Neguyen y Juang, 2013). Estos son insolubles en agua, y el azufre es el grupo cromóforo (-S-S), su forma de acción es a través de la re-oxidación por aire consiguiendo la adición del colorante insoluble (Marcano, 1990).

2.3 Efectos negativos de los colorantes

A pesar de las múltiples aplicaciones y beneficios que proporcionan los colorantes sintéticos se han reportado efectos negativos en los ecosistemas o salud humana, puesto que después de su uso se requiere de un proceso para tratar los residuos que se producen (Bathiaet al., 2017). Rubalajyoth et al. (2022) mencionan que los colorantes azo pueden provocar deterioros neuroconductuales, daños en la memoria y alergias, ya sea por contacto en la piel o al ingerirse. En el Cuadro 2 se muestran algunos reportes de colorantes que han impactado de manera nociva en la salud humana y animal. Dadas las consecuencias y la presente crisis ambiental, se pretende remediar o aplicar un tratamiento a aquellos efluentes provenientes de la

industria textil.

En general, el tratamiento de efluentes industriales ha sido objeto de extensas investigaciones, con el objetivo de abordar los desafíos que plantean diversas industrias. Se han explorado diferentes métodos, incluidos procesos fisicoquímicos, biológicos y de oxidación avanzada, como técnicas electroquímicas e híbridas (Asaithambi et al., 2022). Los efluentes de industrias como la fabricación de pinturas, textiles y pulpa y papel presentan desafíos únicos debido a su composición y contenido de contaminantes (Fenandes et al., 2023; Victoryová et al., 2022). Las microalgas, específicamente *Selenastrum* sp., han mostrado resultados prometedores en el tratamiento de efluentes de las industrias textil y de pulpa y papel, demostrando una eliminación significativa de la demanda química de oxígeno y de los compuestos colorantes (Escobar et al., 2022). Además, las tecnologías emergentes como las pilas de combustible microbianas, las tecnologías de microalgas, la nanofiltración y el biocarbón muestran potencial para un tratamiento altamente eficiente, rentable y sostenible de las aguas residuales industriales (Crini y Lichtfouse, 2018).

Cuadro 2. Efectos negativos en la salud humana y animal de los colorantes (Sreedharan y Bhaskara, 2019).

| Colorante | Efectos | Referencias |
|-------------------------------|---|--------------------------|
| <i>Reactive brilliant red</i> | Inhibe la función de la albumina sérica humana. | Li et al. (2010) |
| <i>Acid violet 7</i> | Acetilcolinesterasa en ratones, provocando contracciones musculares. Peroxidación lipídica. Aberración cromosómica. | Ben Masour et al. (2010) |
| <i>Disperse red-1</i> | Afectación en linfocitos humanos, aumenta la frecuencia de micronúcleos. | Chequer et al. (2009) |
| <i>Direct black 38</i> | Cáncer de vejiga. | Cerniglia et al. (1982) |
| <i>Disperse blue 291</i> | Fragmentación del ADN en células hepáticas. Efectos mutagénicos, citotóxicos y genotípicos. | Tsuboy et al. (2007) |
| <i>Reactive black 5</i> | Disminuye la actividad ureasa la amonificación de la tasa de arginina en el ecosistema terrestre. | Topac et al. (2009) |
| <i>Direct blue 15</i> | Mutagénico | Reid et al. (1984) |

Las características fisicoquímicas de los efluentes textiles han sido ampliamente estudiadas debido a su importante impacto ambiental. Estos efluentes son conocidos por su compleja composición, que incluye una amplia gama de contaminantes que plantean graves amenazas a los ecosistemas acuáticos y la salud humana. El análisis del efluente de tintura textil revela la presencia de altos niveles de pH, color, conductividad eléctrica, turbidez, sólidos disueltos totales y metales pesados como arsénico, cadmio, cobre, plomo y cromo, que son indicativos de la carga contaminante que tienen cuando los efluentes llegan al medio (Jerič et al., 2009; Sathya et al., 2021). Además, la presencia de contaminantes orgánicos como colorantes, compuestos orgánicos volátiles, detergentes, tensoactivos, sales, fenoles y una variedad de

metales tóxicos exacerba aún más los riesgos ambientales y para la salud (Manickam et al., 2022; Saxena et al., 2021). La demanda química de oxígeno (DQO), la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), los sólidos suspendidos totales (SST) y los iones específicos como sulfatos, nitratos y cloruros son parámetros comúnmente utilizados para evaluar el nivel de contaminación de los efluentes textiles (Azanaw et al., 2022; Talouizte et al., 2020). Algunos parámetros se muestran en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Características de un agua residual textil.

| Parámetro | U | Concentración | Referencias |
|----------------------|---------------------|---------------|--|
| <i>pH</i> | - | 7.03-11.2 | (Shoukat et al., 2019; Tavangar et al., 2019) |
| <i>Color</i> | Pt-Co | 500-1250 | (Yurtsever et al., 2020) |
| <i>Conductividad</i> | mS cm ⁻¹ | 3.27-5.5 | (Shoukat et al., 2019; Yurtsever et al., 2020) |
| <i>DQO</i> | mg·L ⁻¹ | 450-3752 | (Badawi et al., 2021; Kiani et al., 2020) |
| <i>Turbidez</i> | NTU | 53-371.5 | (Sathya et al., 2019; Shoukat et al., 2019) |

U: Unidades; DQO: Demanda química de oxígeno.

2.4 Tratamientos de aguas residuales con colorantes textiles

Para el tratamiento de efluentes contaminados por colorantes textiles se han empleado métodos biológicos (bacterias, hongos, algas, enzimas), electroquímicos, de coagulación y floculación, ozonización, adsorción y electrólisis por mencionar algunos ejemplos (Donkadokula et al., 2020). Estos métodos poseen ventajas y desventajas, los procesos fisicoquímicos pueden generar subproductos como aldehídos, cetonas, ácidos orgánicos e inorgánicos, resultado de una incompleta oxidación, o la generación de lodos provenientes de sales de hierro. Ante estas desventajas aumenta la inversión económica para el tratamiento de los subproductos, uso de electricidad entre otros gastos (Lozano-Álvarez et al., 2019). Por otra parte, están los beneficios que ofrecen los tratamientos biológicos que brindan una buena

eficiencia de eliminación de colorante, algunos organismos se pueden aplicar a gran escala, producen una eliminación de la demanda bioquímica de oxígeno y sólidos suspendidos. Sin embargo, también requieren un mantenimiento constante, condiciones óptimas para la remoción y la generación de productos de degradación que no se pueden controlar (Moyo et al., 2022). En el Cuadro 4 se presentan diferentes métodos de degradación de colorantes.

Cuadro 4. Métodos de degradación para colorantes sintéticos.

| Colorante | Método de degradación | Porcentaje de decoloración | Tiempo de degradación | Análisis de productos de degradación | Referencia |
|--|---|----------------------------|-----------------------|--|----------------------------|
| Azul de metileno | Enzimas lignolíticas producidas por <i>Bacillus albus</i> MW407057 | 99.27% | 6 horas | LC-MS y FTIR | Kishor et al. (2021) |
| Negro reactivo 5 | Oxidación electroquímica | 100% | 15 minutos | HPLC-MS de fase inversa de emparejamiento de iones adecuado con ionización por electro pulverización | Jager et al. (2018) |
| Novacron Ruby, Black, Blue dk, Navy y Yellow | Consorcio de bacterias (<i>Bacillus thurengiensis</i> , <i>Bacillus pumillus</i> y <i>Enterococcus faecium</i>) | 97.4 - 98.2% | 18-72 horas | No se realizó | Afrin et al. (2021) |
| Amarillo básico 28 | Degradación electroquímica (Electrodo de malla IrO ₂ /Ti en presencia de Na ₂ SO ₄ o NaCl como electrolito de apoyo) | 93.3% | 15 minutos | No se realizó | Belal (2021) |
| Quince colorantes Azo | Consorcio de bacterias y hongos | 67.3 – 100% | 72 horas | GC/MS/MS | Abd El-Rahim et al. (2021) |
| Azul de metileno | Oxidación electroquímica con ánodos de G/β-PbO ₂ | 96.4% | 50 minutos | LC-MS | Samarghandi (2020) |

2.5 Biodegradación y biosorción

Diferentes mecanismos están presentes cuando se decoloran efluentes empleando organismos. Involucran procesos de biosorción o biosorción más biodegradación de acuerdo con la naturaleza del organismo (muerto o vivo) (Sreedharan y Bhaskara, 2019). La biosorción es la eliminación de compuestos orgánicos, colorantes, iones metálicos entre otros materiales aplicando biomasa inactiva o activa (Chakraborty et al., 2012). Cortázar-Martínez (2012) menciona que este proceso se lleva a cabo por la saturación, para finalizar con la biosorción del colorante, el fenómeno ocurre sin biodegradación posterior del contaminante si se emplea biomasa inactiva o junto con una biodegradación si se utilizan organismos vivos. Dhatrika y Pravin (2015) emplearon micelio muerto de *Aspergillus* sp. para decolorar el rojo congo y el rosa de bengala, observando como ventaja que conforme aumentaba la concentración del colorante aumentaba también su capacidad de decolorar. El empleo de biomasa inerte constituye una gran opción para el tratamiento de aguas residuales, debido a que no depende de la actividad metabólica del organismo (García-Hernández, 2017).

Por otro lado, la biodegradación es la descomposición biológica de compuestos químicos, que puede o no terminar con la mineralización total de estos. Los colorantes son transformados por organismos, en condiciones aerobias o anaerobias. El mayor número de grupos azo dificulta la biodegradación por su estabilidad en la naturaleza, un ejemplo son los poliazos, tetrakisazos y triazos (Mondal y Chauhan, 2011). Los organismos que se emplean para realizar la biodegradación son bacterias, hongos y algas, por mencionar algunos. Schmidt et al. (2019) lograron degradar colorantes textiles (amaranto y rojo congo) a través de un consorcio de bacterias pertenecientes al género *Citrobacter*. En ambos colorantes se obtuvieron rangos de decoloración del 90.1% – 93.0%, los productos de degradación que se identificaron fueron fenol, [1,1'-bifenol]-3-amina, indol y bencidina. Reportaron la completa mineralización del colorante amaranto, no así del rojo congo.

Don Chen et al. (2019) reportaron que *Penicillium simplicissimum* logró degradar los colorantes cristal violeta (cristal violet), metil violeta (methyl violet), verde de malaquita (malachite green) y azul de algodón (cotton blue) en un 96.1% - 98.7%. El ensayo fue realizado en un lapso de dos horas a una concentración de colorante de 50 mg·L⁻¹, pH 5 y temperatura ambiente. La degradación se asoció a las actividades manganeso peroxidasa (MnP), tirosinasa y trifenilmetano reductasa.

Las microalgas, aunque han sido escasamente empleadas, demostraron capacidad para biodegradar colorantes. Selvan et al. (2022) emplearon tres especies de algas (*Desmodesmus* sp., *Scenedesmus* sp. y *Chlorella* sp.) para degradar Black B133, Red F3b, RedH3BI y Yellow ME4GL, los porcentajes de decoloración que obtuvieron oscilaron entre 23.1 a 89.9%, constituyendo así un método alternativo para remediar efluentes.

Los hongos causantes de pudrición blanca (WRF), también conocidos como basidiomicetos ligninolíticos, son un grupo de microorganismos productores de un sistema extracelular enzimático único para degradar la lignina, la cual es uno de los componentes más recalcitrantes de la pared celular vegetal. Esta notable capacidad biodegradativa los convierte en una prometedora alternativa para el desarrollo de sistemas de biorremediación de ambientes contaminados con diversos compuestos recalcitrantes, incluyendo colorantes sintéticos (Wong, 2009).

2.6 Usos de los hongos en el tratamiento de efluentes coloreados

Los efluentes contaminados con colorantes sintéticos pueden ser tratados tanto con biomasa activa o inactiva del hongo o por acción enzimática (Astuti y Yustiani, 2022; Holkaret al., 2016). Estos métodos poseen sus ventajas y desventajas, pero la decisión de aplicar cualquiera de ellos varía de acuerdo con el propósito de la remediación (Singh, 2017).

Una de las ventajas de emplear biomasa muerta es la reutilización. Wang et al. (2016) utilizaron biomasa de *Aspergillus fumigatus* como biosorbentes reutilizables, resaltando la implicación de los grupos funcionales carboxilo y fosfato en el proceso

de biosorción. Sin embargo, también se debe de tomar de cuenta las concentraciones iniciales del colorante. En este sentido, Sinha et al. (2016) compararon la actividad decolorante del reactive green (RGD) utilizando biomasa activa e inactiva de *Aspergillus*. Los resultados demostraron que a mayor concentración la biomasa inactiva pierde eficiencia, puesto que a las concentraciones de 500 mg·L⁻¹ y 1000 mg·L⁻¹ los valores de decoloración fueron 38.24% y 15.54% respectivamente. Mientras que la actividad decolorante fue mejor en biomasa activa asociada a la producción de lacasas.

Con respecto al uso de enzimas en el tratamiento de efluentes coloreados, destaca el uso de las enzimas ligninolíticas extracelulares, las cuales se distinguen por sus actividades inespecíficas y de alto poder oxidativo capaces de romper la estructura aromática de la lignina y los enlaces entre las unidades lignocelulósicas (Peralta et al., 2017). Por lo cual, son empleadas para degradar colorantes cuya estructura química presenta similitudes con su sustrato natural (Rudakiya et al., 2019).

Estas enzimas modificadoras de lignina (LME) son producidas en particular por los hongos causantes de la pudrición blanca de la madera. Se trata de un grupo que abarca cientos de especies de basidiomicetes y algunos ascomicetes del orden Xylariales, que poseen la capacidad de degradar lignina, dejando un color blanco en la madera utilizada como sustrato. Esta degradación se asocia a la producción de distintas enzimas, entre las cuales destacan la lacasa (Lac; EC 1.10.3.2), lignina peroxidasa (LiP; E.C. 1.11.1.14), manganeso peroxidasa (MnP; E.C. 1.11.1.13) y otras enzimas complementarias como glioxal oxidasa (GO; E.C. 1.2.3.5), u oxalato descarboxilasa (OD; E.C.4.1.1.2). La capacidad de producción de estas enzimas varía aún entre cepas de una misma especie En la Figura 4 se muestran algunas de las enzimas detectadas en distintas especies (Bilal et al., 2017).

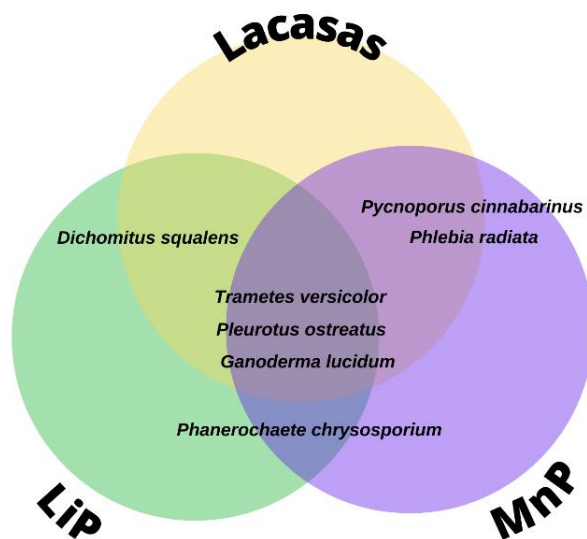


Figura 4. Enzimas ligninolíticas detectadas en algunos hongos de pudrición blanca (WRF) (Bilal et al., 2017).

La producción de enzimas ligninolíticas varía también con las condiciones de cultivo, ej. las fuentes de carbono y nitrógeno, y sus concentraciones. Naturalmente tienen afinidad por elementos metálicos como cobre, hierro, manganeso, molibdeno, níquel y zinc. Adicionalmente pueden tolerar ligeras concentraciones de metales pesados para el desarrollo del sistema enzimático ligninolítico (Chauhan, 2019).

2.6.1. Lacasas

Pertencientes a la familia de las multicupro oxidasas, con un peso molecular de entre 60 y 80 kDa. Pueden ser producidas por bacterias, insectos, plantas y hongos, aunque en su mayoría son producidas por hongos (Yesilada et al., 2018). Para que sea realizada la catálisis se requiere cuatro átomos de cobre colocados en dos sitios, un centro de cobre mononuclear (tipo 1 azul) con cobre trinuclear (centro de tipo 2) y dos centros de tipo 3. Permaneciendo estos cuatro átomos de cobre en el lugar central de la enzima por cuatro regiones. El átomo mononuclear T1 es el primer receptor de electrones donde la enzima cataliza cuatro oxidaciones del electrón en el substrato (Manavalan et al., 2014).

Para identificar la presencia de lacasas en medios sólidos se emplean indicadores como ABTS [ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)] o Siringaldazina. Cuando se aplica ABTS la actividad oxidante es reflejada por una coloración verde-púrpura, si la oxidación es baja se queda en verde, pero si es mayor el color cambia a púrpura (Yesilada et al., 2018).

Glazunova et al. (2018) llevaron a cabo una investigación comparativa del potencial oxidativo de los basidiomicetos *Junghuhnia nítida*, *Steccherinum bourdotii*, *Trametes hirsuta* y *Coriolopsis caperata*, evaluando su capacidad para biodegradar colorantes. El estudio reveló que *J. nítida* y *S. bourdotii* mostraron una mayor producción de lacasa, una enzima clave en la degradación de colorantes, y presentaron una mejor estabilidad térmica y a pH extremos en comparación con las otras especies.

Según Shindhal et al. (2021) la biodegradación enzimática mediada y la decoloración de efluentes y colorantes textiles es un método de tratamiento eficaz para las aguas residuales industriales contaminadas con estos colorantes. Sin embargo, es importante destacar que la composición del medio influye en la producción de la lacasa y otras enzimas, como lo muestra el trabajo de Riegas-Villalobos et al. (2020) quienes compararon la decoloración del orange II mediante sobrenadantes de *Trametes versicolor*, obtenidos a partir de distintos medios nutritivos: bran flakes (BF), salvado de trigo y harina de trigo. El sobrenadante con mayor actividad decolorante fue obtenido a partir de harina de trigo (80-84%).

2.6.2. Lignina peroxidasa (LiP)

Naturalmente es producida por distintos basidiomicetos como *Pleurotus florida*, *Pleurotus djamor*, *Hypsizygus ulmarius*, *Pleurotus ostreatus* y *Tricholomopsis giganteus* (Illuri et al., 2021). Es una oxidorreductasa, su peso molecular ronda entre los 37 - 47 kDa, con un punto isoeléctrico entre 3.2 y 4.7. Los parámetros funcionales óptimos son de 35 a 55°C y un pH de 2.5 a 3.0 (el potencial de oxido-reducción en un pH de 1.2 a 1.5). El ciclo catalítico de la lignina peroxidasa comprende tres etapas

secuenciales. La etapa I implica la oxidación de la enzima férrica [Fe (III)] en reposo mediante peróxido de hidrógeno (H_2O_2) como aceptor de electrones, lo que lleva a la generación del intermedio oxoferril conocido como compuesto I. En la etapa II, el intermedio oxoferril (que carece de $2e^-$) se reduce mediante una molécula del sustrato (por ejemplo, un compuesto aromático no fenólico), que transfiere un electrón ($1e^-$) a compuesto I, lo que resulta en la formación del segundo intermedio, el compuesto II (deficiente en $1e^-$). La etapa final abarca la transferencia sucesiva de un segundo electrón al compuesto II por el sustrato reducido, restaurando así la LiP al estado de oxidación férrica en reposo, lo que significa la culminación del ciclo de oxidación (Falade et al., 2019; Shi et al., 2020). Su potencial de oxidación le permite absorber electrones de estructuras aromáticas no fenólicas, produciendo radicales catiónicos que sufren rupturas de uniones C-C y C-O (Robles y María, 2018). Convencionalmente, el colorante azure B es empleado como sustrato en el medio sólido (Ambatkar et al., 2022; Montoya et al., 2014).

2.6.3. Manganeso peroxidasa (MnP)

La MnP es catalíticamente la peroxidasa modificadora de lignina más versátil producida por la mayoría de los basidiomicetos (Gautam, 2019). Esta glicoproteína extracelular posee hemo como grupo prostético, cuyo peso molecular oscila de 32 a 75 kDa. MnP y el sistema H_2O_2 son los encargados de la degradación de lignina (Suryadi et al., 2022). El ciclo catalítico es parecido al de LiP, sin embargo, en las reacciones reductivas Mn^{2+} oxida a Mn^{3+} . La estabilización de los iones se obtiene mediante quelación de ácidos orgánicos como lactato, succinato, malonato, oxalato, malato o tartrato. Después la oxidación de la estructura se produce por la acción de Mn^{3+} quelatado, siendo el mediador redox difusible (Jha, 2019).

Merino-Restrepo et al. (2020) evaluaron la decoloración de una mezcla de tintes (brilliant blue FCF y allura red AC) en un medio sólido a través de la fermentación. Cepas de distintas especies que reportaron alta actividad de MnP (*T. versicolor*, *Irpex lacteus* y *Bjerkandera adusta*), demostraron capacidad de decoloración superior al 80%.

2.7 Productos de degradación y toxicidad

Durante la degradación de lignina se generan diferentes productos. Los métodos empleados comúnmente para analizar estos productos son la cromatografía de gases-espectrometría de masas (GC-MS), espectroscopia infrarroja de transformada de Fourier (FTIR), cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC), espectrometría de cromatografía líquida (LC-MS) y espectroscopia de resonancia magnética y nuclear (RMN). La FTIR es empleada para determinar los grupos funcionales basándose en las sustancias con cromóforos (Danouche et al., 2021). Los grupos funcionales como hidroxilo, carbonilo, metoxilo, carboxilo y el C-H aromático y alifático pueden asignarse en el espectro FTIR (Lu et al., 2017).

La degradación de colorantes conduce a la formación de compuestos como ácido acético, etanol, ácido butírico, ácidos hexanoico, ácido benzoico, ácido benzenopropanoico, ácido ferúlico, entre otros (Singh et al., 2021). Singh y Dwivedi (2020) identificaron fenol, 2,6-bis(1,1-dimetiletil), 4,5-diazotriciclo y ácido dicarboxílico de 1,2-benceno, 3-nitro como productos degradados, los cuales muestran menor toxicidad que el colorante original, negro directo 1. Esta reducción fue evaluada mediante un ensayo de fitotoxicidad, en el cual la germinación y el crecimiento de *Solanum leucopersicum* y *Triticum aestivum* no se vieron afectados. En el Cuadro 5 se presentan algunos productos de degradación obtenidos después de la intervención de hongos.

Cuadro 5. Productos de degradación de colorantes por la acción de hongos.

| Colorante | Organismo biodegradante | Producto de degradación | Referencia |
|---|---|--|-----------------------------|
| <i>Methyl red</i> | <i>Aspergillus niger</i> <i>Aspergillus terreus</i> <i>Aspergillus oryzae</i> <i>Aspergillus fumigatus</i> | Ácido antranílico Benceno 1,3-bis(1,1-dimetiletil) 4 isotiocianato-N | Abd El-Rahim et al. (2021) |
| <i>Green malachite</i> <i>Leucomalachite green</i> | <i>Phanerochaete chrysosporium</i> | di-bencil metano 4-(dimetilamino) benzaldehído | Ghobadi Nejad et al. (2019) |
| <i>Acid red 27</i> | <i>Cyathus bulleri</i> | Compuesto 1: 4-(2-oxo-3, 6-disulfo-2,3-dihidronaftaleno-1-il) diazenil)naftaleno-1-sulfonato Compuesto 2: 4-diazenilnaftaleno-1-sulfonato Compuesto 3: naftaleno-1-sulfonato. Compuesto 4: 3,4-dioxo-7-sulfo-2,3,4,4a-tetrahidronaftaleno-2-sulfonato | Chhabra et al. (2015) |
| <i>Reactive blue 4</i> <i>Remazol brilliant blue-R</i> <i>Acid blue 129</i> | <i>Trametes hirsuta</i> D7 | Ácido hidroxilifálico Ácido ftálico | Alam et al. (2021) |
| <i>Acid red G</i> | <i>Phanerochaete chrysosporium</i> | Anilina Ácido disulfónico 5-(acetamino)-4-hidroxi-3-amino-2,7-naftalina | Wu et al. (2022) |

2.8 Consumo energético

Los requerimientos energéticos en los bioprocesos pueden variar significativamente dependiendo del proceso específico y de la tecnología empleada. Por lo que, es importante seleccionar métodos adecuados para optimizar el uso de energía. En el tratamiento de aguas residuales, particularmente en la unidad de aireación biológica, el consumo de energía es notablemente alto, representando el 67.3% de la energía total utilizada en el proceso de tratamiento. Esto se debe principalmente a la naturaleza intensiva en energía del suministro de oxígeno a través de bombas de aire y el mantenimiento de temperaturas óptimas para el crecimiento microbiano (Moubasher et al., 2024).

En las plantas de tratamiento de aguas residuales agroindustriales, el tratamiento biológico y la aireación son los principales consumidores de energía, y el procesamiento de lodos también contribuye significativamente al uso de energía (Dąbrowski et al., 2016). El proceso de secado en el procesamiento de biomasa es otra área donde el consumo de energía es crítico. El uso de la recirculación de aire, destinado a ahorrar energía, paradójicamente puede aumentar tanto el consumo de electricidad como de calor debido a la necesidad de aire fresco adicional para manejar los niveles de humedad (Vigants et al., 2015). Esto destaca la complejidad de la gestión energética en los bioprocesos, donde las estrategias destinadas a reducir el uso de energía a veces pueden tener el efecto contrario. Por lo que, se requieren cálculos minuciosos del balance de energía para diseñar sistemas efectivos de control. Además, en otro ámbito como la biología sintética, la energía permite aumentar la especificidad, manipular la dinámica, reducir la variabilidad, amplificar señales y borrar la memoria, demostrando los diversos roles que juega la energía más allá de la simple operación del proceso (Mehta et al., 2016).

En el contexto de los sistemas de distribución de energía, los cálculos energéticos precisos son esenciales para optimizar el rendimiento y la eficiencia del sistema mediante el muestreo de voltajes y corrientes en diferentes módulos, además del uso de un controlador central para gestionar la distribución de energía de manera efectiva

(Ismail et al., 2021). Para los procesos industriales, los sistemas de cálculo de energía simplifican el cálculo de los datos energéticos, facilitando la gestión y el análisis del consumo energético, algo vital para mejorar la eficiencia y reducir costos (Kartalet al., 2023).

MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se realizó en cuatro fases (Figura 5). En la primera fase se realizó la prospección de cepas nativas con capacidad decolorante. Mientras que, en la fase 2 fueron identificados los perfiles de las actividades enzimáticas modificadoras de lignina, continuando con las fases 3 y 4, donde fue determinada la capacidad decolorante de los sobrenadantes, utilizando colorantes sintéticos y efluentes reales, respectivamente. Además, se realizó el balance de energía del proceso, por lo que, en todas las fases fue cuantificado el consumo de energía de los diferentes equipos eléctricos e insumos utilizados (Epígrafe 2.6).

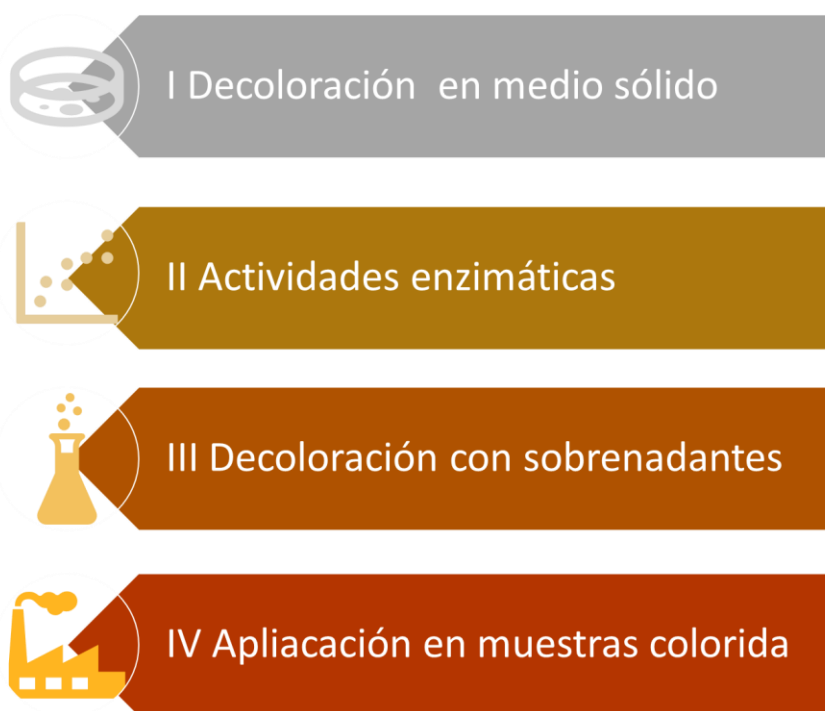


Figura 5. Estrategia de investigación

3.1 Material biológico

Las cepas empleadas fueron *Trametes maxima* CU1, *Trametes hirsuta* CS5, *Pycnoporus sanguineus* GE01 y *Trametes versicolor* UAMH 8272 y una cepa de colección: *Funalia trogii* CS200, las cuales fueron conservadas en un medio YMGA con la siguiente composición: 4 g·L⁻¹ de glucosa, 4 g·L⁻¹ de levadura, 10 g·L⁻¹ de extracto de malta y 15 g·L⁻¹ de agar (Hernández-Luna et al., 2008).

3.2 FASE I: Decoloración en medio sólido

Para la decoloración en medio sólido fue empleado el medio Kirk et al. (1978) modificado (KM). La composición por litro del medio fue: glucosa 10 g, extracto de levadura 0.5 g, peptona 5 g, KH_2PO_4 1 g, MgSO_4 1 g, NH_4NO_3 1 g, KCl 0.5 g, solución elementos traza 10 mL y CuSO_4 35 mM 10 mL. Así mismo, la solución de elementos traza fue conformada por FeSO_4 0.01 g, ZnSO_4 0.028 g y CaCl_2 0.025 g, además de 15 g agar bacteriológico. Los medios fueron adicionados con 200 ppm de cada uno de los colorantes y vertidos en placas Petri, las cuales fueron inoculadas con un cilindro de 0.5 cm tomados de la periferia de un cultivo con cinco días de crecimiento cada uno de los hongos. Los colorantes utilizados fueron azul remazol brillante R (RBBR), azul reactivo 19 (AR19), cristal violeta (CV), negro reactivo 5 (remazol black B), como representantes de los grupos antraquinónicos, triaril metano y diazo, respectivamente. El potencial ligninolítico y la producción de enzimas modificadoras de lignina y LiP fueron identificadas con los colorantes poly-R478 y methylene azure B, respectivamente, mientras que la producción de lacasa fue detectada por la oxidación de la siringaldazina en el medio KM. Como controles negativos fueron utilizados los medios sin suplementación.

La decoloración fue medida empleando un vernier Caliper® de 150 mm con una precisión de 0.01 mm. Las medidas fueron registradas del día 1 a 7 y posteriormente los días 9, 12, 15, 20, 25 y 30 para la estimación de velocidad de crecimiento. El índice de decoloración (ID) fue determinado como el cociente del diámetro de decoloración entre el diámetro de crecimiento (Salinas-Sánchez et al., 2022).

$$ID = \frac{D}{C} (1)$$

Donde: D es el diámetro de degradación (o reacción en el caso de la siringaldazina) y C es el diámetro de crecimiento.

3.3 FASE II: Producción de enzimas y análisis electroforético

3.3.1 Preparación del medio líquido

Para el análisis de la producción enzimática fueron empleados los medios KM y BF. Ambos medios fueron colocados en matraces Erlenmeyer de 250 mL con un volumen de trabajo de 120 mL. Los matraces previamente esterilizados fueron inoculados por transferencia de micelio con las cepas *T. maxima* CU1, *T. hirsuta* CS5, *Funalia trogii* CS200, *P. sanguineus* GE01 y *T. versicolor* UAMH 8272 con 3 cilindros del inóculo en cada uno. Los cultivos fueron incubados a 28 °C, en agitación a 150 rpm. Fueron tomadas alícuotas de 2 mL en tubos Eppendorf® para el análisis de actividad enzimática. El ensayo tuvo una duración de 30 días con muestreos cada dos días. Las alícuotas fueron centrifugadas a 13,400 rpm por 3 minutos en una microcentrífuga MiniSpinEppendorf® en el laboratorio de Biotecnología ubicado en la Facultad de Agronomía.

3.3.2 Curva de producción enzimática

La curva de producción de lacasa, manganeso peroxidasa y lignina peroxidasa fue determinada mediante una adaptación de Périé y Gold (1991) y Field et al. (1996). La actividad lacasa fue determinada por la oxidación del 2,6-dimetoxifenol (DMP) 20 mM, en una solución amortiguadora de succinato de sodio 50 mM pH 3.5. La LiP fue estimada con esta mezcla de reacción en presencia de sus respectivos cofactores. La actividad MnP fue medida por la formación del complejo Mn^{3+} - malonato en presencia de 2 mM H_2O_2 utilizando buffer malonato de sodio 50 mM con un pH ajustado a 4.5, sulfato de manganeso ($MnSO_4$) 6 mM y 2,6-dimetoxifenol a 20 mM. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y medidas utilizando un espectrofotómetro UV (Shimadzu® 1800, Japón).

3.3.3 Análisis electroforético

Para el análisis electroforético fue utilizado el método descrito por Grafin (1990), evaluando la actividad decolorante en geles de poliacrilamida nativos. Los reactivos

utilizados fueron buffer Tris-HCl 0.5 M (pH 6.8), buffer Tris-HCl 1.5 M (pH 8.8) solución de acrilamida/bis al 30% T / 2.7% C, N.N.N', N'-tetrametiletilendiamina (TEMED) y persulfato amónico (APS) 10% (p/v).

El buffer Tris-Glicina, pH 8.3 fue preparado a base de 3 g de trizima[®] base, 14.4 g de glicina y 1.0 g de SDS por cada litro de solución. El buffer de muestra contendrá: 1.2 mL de Tris-HCl 0.5 M (pH 6.8), 2.0 ml de SDS 10%, 1.0 mL de glicerol, 0.5 mL de azul de bromofenol y 4.8 mL de agua bidestilada.

Las proteínas separadas en el gel fueron teñidas con coomassie brilliant blue R-250 y una solución fijadora compuesta por ácido acético (10% v/v) y metanol (40% v/v), la masa molecular fue estimada con un juego de estándares Kaleidoscope[®] (BioRad) Los zimogramas fueron teñidos por una solución colorante acid green 27 al 2 % (p/v) (Levin et al., 2019).

3.4 FASE III: Decoloración con sobrenadantes

3.4.1 Generación de sobrenadantes y cuantificación enzimática

Para la decoloración de colorantes sintéticos fueron empleados sobrenadantes de 18 días de cultivo de las cepas *T. maxima* CU1 y *T. hirsuta* CS5 en matraces Erlenmeyer de 2 L con un volumen de trabajo de 1 L. El medio empleado fue BF fue puesto en agitación a 150 rpm. Luego de 18 días de incubación los cultivos fueron filtrados para recuperar los sobrenadantes y esterilizados con el sistema AMICON, utilizando una membrana de celulosa regenerada de 0.45 μm ante de su utilización.

Los sobrenadantes para el tratamiento de las aguas coloridas fueron producidos en matraces Erlenmeyer de 2 L con un volumen de trabajo de 1 L para las cepas nativas y su control. El medio empleado fue KM con inductor de cobre. Los cultivos fueron puestos en agitación a 150 rpm con un tiempo de incubación de 20 días, posterior a este tiempo los sobrenadantes fueron recuperados mediante filtración y el micelio fue puesto en congelación.

Fue realizada una cuantificación enzimática de Lac, LiP y MnP para los

recuperados de ambos medios, empleando el método adaptado de Périé y Gold (1991) y Field et al. (1996) descrito con anterioridad.

3.4.2 Decoloración de colorantes sintéticos

La decoloración fue realizada con las cepas *T. maxima* CU1 y *T. hirsuta* CS5 en matraces Erlenmeyer de 500 mL a 150 rpm. Los colorantes aplicados fueron negro reactivo 5 (remazol black B), azul reactivo 19 (A19) y cristal violeta (VC) a una concentración de 200 ppm. La duración del ensayo fue de 72 horas, tomando alícuotas para análisis de toxicidad y productos degradados en tubos Falcon de 50 y 15 mL, respectivamente. El diseño de la experimentación se encuentra en la Figura 6.

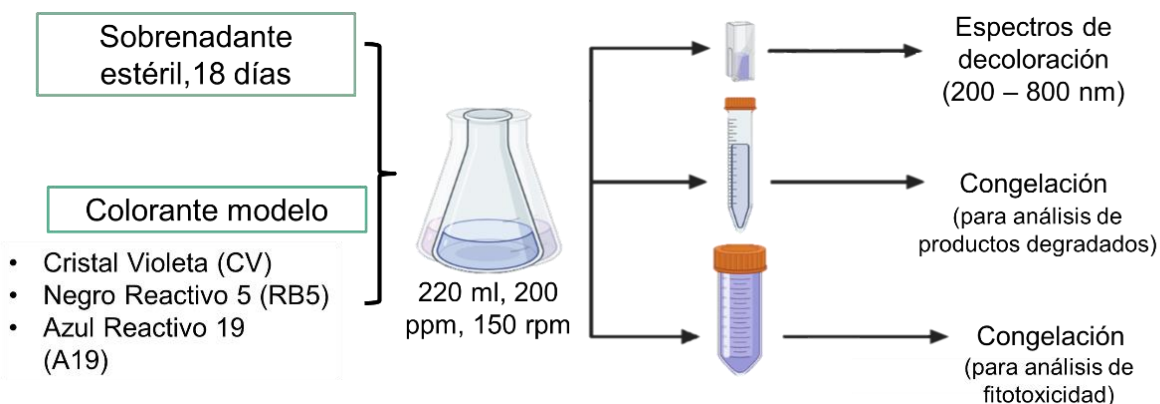


Figura 6. Decoloración de colorantes sintéticos.

Para la generación de los espectros de decoloración fueron realizadas diluciones de 1:20 para RB5, 1:10 para A19 y 1:50 para VC. El análisis fue realizado empleando un espectrofotómetro UV (Shimadzu® 1800 series). Posteriormente fueron calculados los porcentajes de decoloración.

3.5 FASE IV: Decoloración de efluente real

Para evaluar la capacidad de decoloración de aguas residuales industriales, se empleó un efluente proveniente de Agua y Drenaje de Monterrey. Las cepas de hongos utilizadas fueron *T. maxima* CU1, *T. hirsuta* CS5, *F. trogii* CS200, *P. sanguineus* GE01 y *T. versicolor* UAMH 8272.

Previo a la prueba de decoloración, el efluente fue caracterizado mediante análisis fisicoquímicos estándar de la Comisión Nacional del Agua, incluyendo pH, conductividad eléctrica, turbidez, sólidos disueltos totales (SDT), sólidos suspendidos totales (SST), demanda química de oxígeno (DQO) y demanda bioquímica de oxígeno (DBO).

Las soluciones para la prueba de decoloración se prepararon en tubos de ensayo de 4000 µl. Se utilizaron dos controles: uno con 100 µL de agua colorida, 1000 µL de buffer universal pH 4 y 2900 µL de agua bidestilada, y otro con 1000 µL de buffer universal pH 4 y 2900 µL de sobrenadante hervido de cada cepa para inactivar la enzima. La mezcla de decoloración se preparó con 100 µL de agua colorida, 1000 µL de buffer universal pH 4 y 2900 µL de sobrenadante de cada cepa. Cada tratamiento se realizó por duplicado para analizar los productos degradados.

Los espectros de absorción de las soluciones se midieron en un rango de 200 a 800 nm, utilizando un volumen de 3000 µL y un factor de dilución de 1:10.

3.6 Consumo energético

Para establecer el consumo de energía fue utilizada la metodología de cálculo descrita por López-Sandin et al. (2023). Esta metodología determina las entradas de energía en el proceso: energía necesaria para operar equipos, insumos y mano de obra necesaria para cumplir con cada etapa del proceso, considerando los tiempos, las condiciones de operación, las cantidades y el respectivo equivalente energético de cada portador consumido que se muestra en el anexo 2.

3.6.1 Entrada de energía

La entrada de energía o consumo de energía (E_{ENT}) en MJ fue determinada mediante la siguiente ecuación:

$$E_{ENT} = \sum E_{EL} + E_{LH} + E_{RQ} + E_{OI} \quad (2)$$

Donde: E_{EL} es la energía consumida (MJ) en electricidad (MJ); E_{LH} es la energía consumida (MJ) por la labor humana; E_{RQ} es la energía consumida (MJ) en reactivos químicos; E_{OI} es la energía consumida (MJ) por otros insumos como enzimas, levaduras, agua, etc.

El consumo de electricidad consideró los dispositivos eléctricos directamente utilizados en el proceso de biotransformación de colorantes sintéticos. Los datos de consumo fueron registrados por un medidor eléctrico (STEREN® CAJ-HER-432, DF, China) con frecuencia de una hora. Los equipos que fueron utilizados por espacios de tiempo limitados fueron medidos durante su período de uso. Para calcular la energía consumida en electricidad (E_{EL}) fue utilizada la siguiente ecuación:

$$E_{EL} = \sum_{i=1}^{i=n} C_E * Q_E \quad (3)$$

Donde: C_E es el consumo de electricidad (kWh) por el/los equipo(s) utilizados; Q_E es el equivalente energético de la electricidad (MJ·kWh⁻¹).

La energía consumida en las labores humanas (E_{LH}) fue determinada mediante la siguiente ecuación:

$$E_{LH} = \sum_{i=1}^{i=n} T_T \cdot Q_H \quad (4)$$

Donde: T_T es el tiempo de trabajo (h) del operario(s) por unidad de producción, Q_H es el equivalente energético de la labor humana (MJ·h⁻¹).

La energía consumida en reactivos químicos (E_{RQ}) fue determinada mediante la siguiente ecuación:

$$E_{RQ} = \sum_{i=1}^{i=n} R_C * Q_R \quad (5)$$

Donde: R_C es el reactivo(s) químico(s) consumido(s) (kg), Q_R es el equivalente energético del reactivo químico ($\text{MJ}\cdot\text{kg}^{-1}$).

La energía consumida en otros insumos (E_{OI}) fue determinada mediante la siguiente ecuación:

$$E_{OI} = \sum_{i=1}^{i=n} I_C * Q_I \quad (6)$$

Donde: I_C es el insumo(s) consumido(s) (kg), Q_I es el equivalente energético del insumo ($\text{MJ}\cdot\text{kg}^{-1}$).

3.7 Diseño experimental

El estudio fue dividido en cuatro fases. En la primera fase fue utilizado un diseño factorial con cuatro repeticiones para el registro de los datos experimentales obtenidos a partir del efecto resultante de la combinación entre el tiempo, las cepas de basidiomicetos y los colorantes en los diferentes medios de cultivo. Los datos generados de las interacciones entre colorante, cepa y tiempo fueron contrastados estadísticamente a través de un análisis de varianza múltiple (MANOVA) para verificar la existencia de diferencias estadísticas mínimas significativas ($p < 0.05$). En la segunda y tercera etapa, los ensayos de perfiles enzimáticos y de los tratamientos de decoloración de colorantes sintéticos, fueron realizados por triplicado y los datos obtenidos fueron contrastados mediante un análisis de varianza (ANOVA) para comprobar la existencia de diferencias estadísticas mínimas significativas ($p < 0.05$). En la comparación de media de los datos experimentales fue utilizada la prueba de Tukey con un grado de significancia del 95% (5% de error). Los datos experimentales fueron procesados en el paquete estadístico Infostat® 2020.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 FASE I: Decoloración en medio sólido

El análisis de varianza múltiple (MANOVA) mostró diferencia estadística altamente significativa ($p < 0.0001$) en el crecimiento y el ID entre las cepas, por el efecto del tiempo y del colorante en el medio KM. Cabe mencionar que, las interacciones entre los factores también son significativas.

Cuadro 6. Cuadrados medios para el análisis de varianza del crecimiento y el ID.

| F.V. | F G.L. | C.M. | |
|--------------------|--------|-------------|----------|
| | | Crecimiento | I.D. |
| Modelo | 454 | 1014.44*** | 0.85*** |
| Color | 6 | 21984.53*** | 13.70*** |
| Tiempo | 12 | 21463.21*** | 10.06*** |
| Hongo | 4 | 1912.02*** | 5.97*** |
| Color*Tiempo | 72 | 304.12*** | 0.68*** |
| Color*Hongo | 24 | 912.01*** | 2.22*** |
| Tiempo*Hongo | 48 | 75.30*** | 0.23*** |
| Color*Tiempo*Hongo | 288 | 55.70*** | 0.15*** |
| Error | 1365 | 3.70 | 0.01 |
| C.V (%) | | 6.96 | 19.66 |

F.V. = fuente de variación; G.L. = grados de libertad; C.M. = cuadrado medio; I.D. = índices de decoloración; C.V. = coeficiente de variación. ***, $p < 0.0001$.

En la Figura 7 se muestran los cambios en los medios a los 30 días de cultivo en comparación con los respectivos controles. *Trametes maxima* CU1 fue la cepa que mostró mayor capacidad decolorante al degradar todos los sustratos utilizados, dejando un fondo claro en el medio. En el caso de *T. versicolor* UAMH8272 y *T. hirsuta* CS5 mostraron resultados similares sobre la mayoría de los colorantes, excepto sobre cristal violeta que presentaron un fondo rosado en el medio asociado a la transformación del colorante (Herath et al., 2023). Este fenómeno fue similar a lo observado en el medio con RBBR, el cual es un colorante de tipo antraquinónico y

cuya decoloración fue precedida por un pardeamiento en el medio atribuido a la ruptura de la estructura antraquinona por acción enzimática, un fenómeno que suele generar compuestos de color marrón oscuro o marrón claro (Sumiati y Suryadi, 2022). Las cepas de *F. trogii* CS200 y *P. sanguineus* GE01 no mostraron actividad sobre el CV. En general, todas las cepas mostraron alta actividad lignolítica al decolorar el Poly R-748 y el Azure B. Sin embargo, la reacción sobre la siringaldazina fue limitada. Esto puede explicarse por la acción de lacasa que puede actuar sobre el sustrato oxidado (Tetianec et al., 2014), lo que podría significar una pérdida del color asociado a la presencia de lacasas de alto potencial redox (Zimbardi et al., 2016).

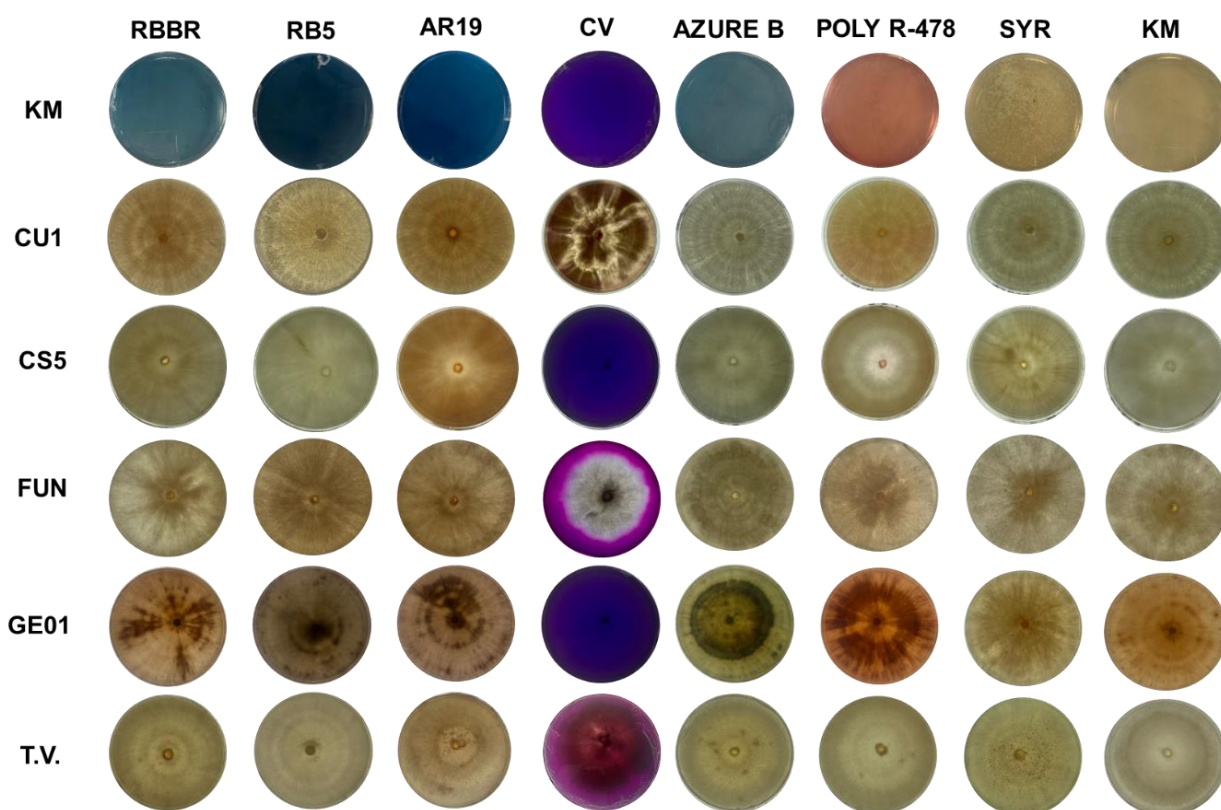


Figura 7. Espectro en medio sólido (KM) para la identificación de actividad ligninolítica por degradación de color en las cepas *Trametes maxima* CU1, *Trametes hirsuta* CS5, *Funalia trogii* CS200, *Pycnoporus sanguineus* GE01 y *Trametes versicolor* UAMH 8272.

En la Figura 8 se muestran los gráficos del crecimiento al día 7 (tiempo al cual el crecimiento del medio control colonizó totalmente el medio de cultivo) y los ID de *T. maxima* CU1. Las curvas de crecimientos de los diferentes colorantes y sustratos presentaron un comportamiento similar, con excepción del cultivo suplementado con CV que tuvo una inhibición del 49% (Figura 8A). A pesar de esto, el ID fue igual al

observado en el medio con Azure B y similar al del Poly R-478. Si bien esta cepa ha sido previamente reportada como productora de lacasa de alto potencial redox (Hernández-Luna et al., 2008), no se detectó una reacción intensa sobre la siringaldazina como se mencionó anteriormente (Tetianec et al., 2014), lo que podría significar una pérdida del color. En cuanto a los índices de decoloración (Figura 8B), la degradación del RBBR y AR19 fue observada a partir del día 2 de cultivo, alcanzando la decoloración total del medio al día 7. En el caso del medio con CV, a pesar de la inhibición del crecimiento, presentó el mayor ID al día 3, lo que indica que el halo de transformación (en color rosa) fue mayor que el crecimiento micelial. Sin embargo, la decoloración del medio se registró a partir del día 5 y fue completada al día 20. Siendo la única cepa capaz de degradar completamente el colorante. En el caso de los medios con Azure B y Poly R-478 mostraron un comportamiento similar en los ID a través del tiempo, alcanzando el ID 1.0 al día 9 de cultivo.

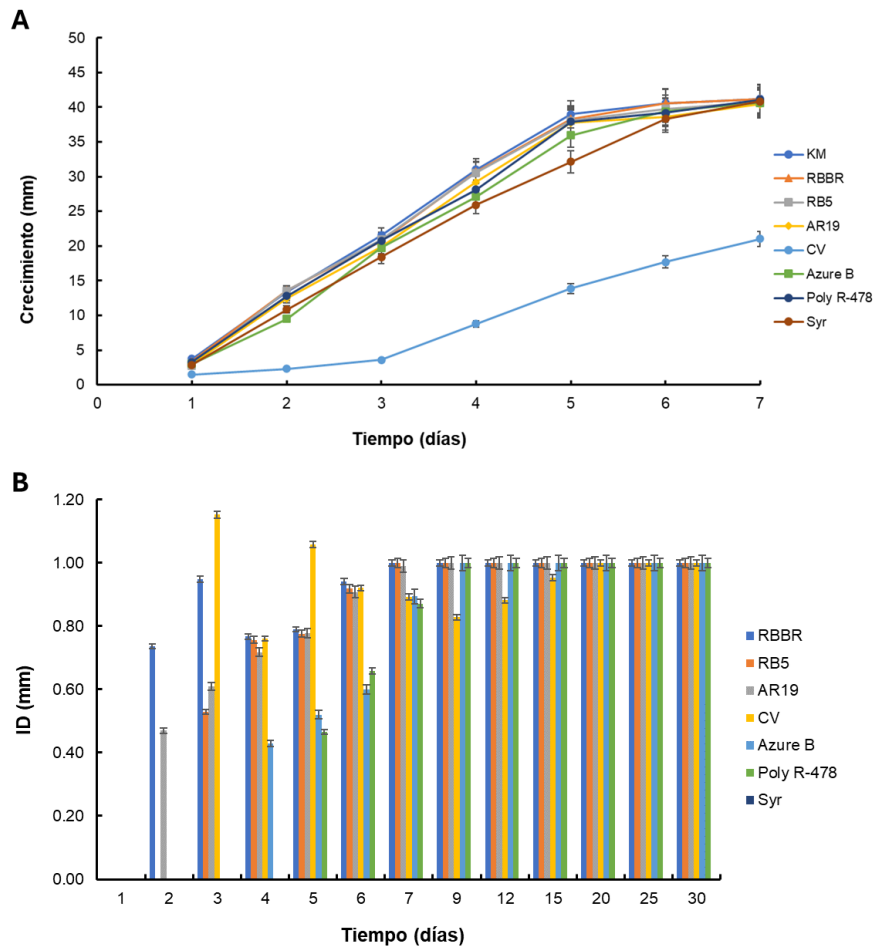


Figura 8. Cinética de crecimiento e ID de *Trametes maxima* CU1. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron al ≤ 5%.

Los resultados de *T. hirsuta* CS5 mostraron un ritmo de crecimiento similar en los medios suplementados con los colorantes RBBR, RB5, AR19, Azure B y Poly R-478 (Figura 9A). Mientras que, no fue observado crecimiento en el medio con CV. Si bien algunos basidiomicetos demuestran la capacidad de tolerar e incluso decolorar el cristal violeta, lo que sugiere una potencial resistencia a sus efectos tóxicos (Usha et al., 2019), la variabilidad en la respuesta entre diferentes especies de hongos y la toxicidad conocida de compuestos estructuralmente similares (Levin et al., 2019), sugieren que el impacto del cristal violeta sobre los basidiomicetos puede ser complejo y específico de cada especie.

En la Figura 9B se puede observar que el medio RBBR tuvo los ID más altos a partir del día 2, alcanzando la decoloración total del medio al día 7. Los valores observados para el RB5 fueron aumentando a través el tiempo, hasta alcanzar su máximo valor (0.75) al día 15, el cual se mantendría hasta el día 30. Un comportamiento similar fue registrado en los valores de ID para el AR19, Azure B y Poly R-478, los cuales aumentaron a través del tiempo, teniendo el valor máximo (1.0) al día 20.

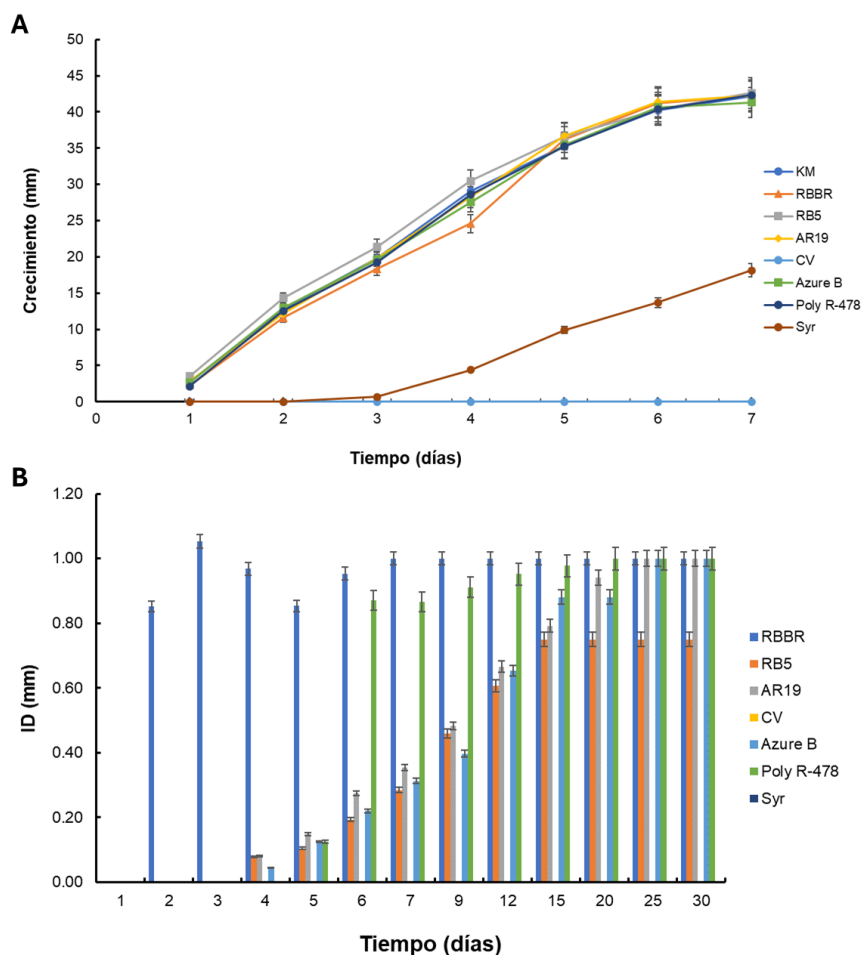


Figura 9. Cinética de crecimiento e ID de *Trametes hirsuta* CS5. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron al $\leq 5\%$.

Los resultados de crecimiento e índice de decoloración para *F. trogii* CS200 se muestran en la Figura 10. La cinética de crecimiento fue similar para todos los colorantes, a excepción del medio suplementado con Azure B y cristal violeta (CV),

que presentaron una inhibición del 15% y 87%, respectivamente (Figura 10A). En cuanto a la actividad decolorante (Figura 10B), con excepción del VC, los demás sustratos mostraron un aumento en el ID a lo largo del tiempo. Para RBBR, el valor máximo fue registrado al día 9, para RB5 y AR 19 al día 12, mientras que para Azure B y Poly R-478 fue a los días 20 y 15, respectivamente. Al igual que en *T. maxima* CU1 y *T. hirsuta* CS5, no se observó actividad sobre la siringaldazina. Cabe destacar que esta cepa presentó los ID más altos para VC. Sin embargo, esto estuvo asociado a una transformación del color en el medio, ya que no fue apreciado el aclaramiento del medio como en *T. maxima* CU1, sino una coloración rosa.

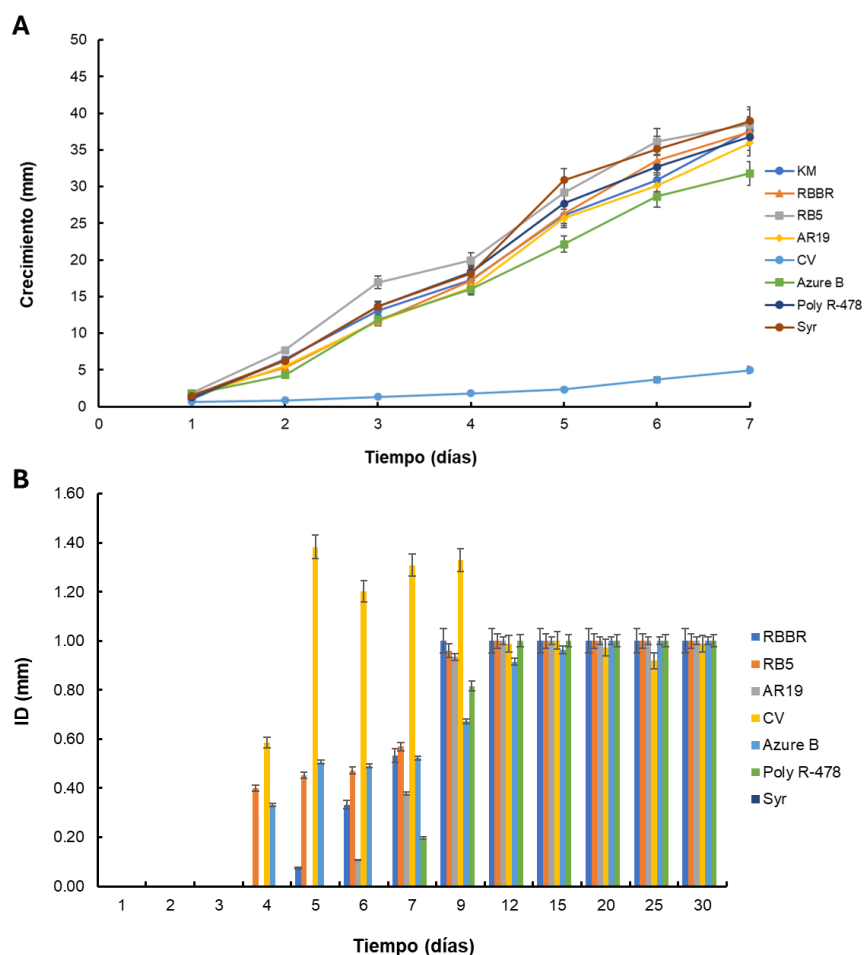


Figura 10. Cinética de crecimiento e ID de *Funalia trogii* CS200. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron $\leq 5\%$.

Las cinéticas de crecimiento de *P. sanguineus* GE01 (Figura 11) también mostraron un crecimiento lineal hasta el día 7 en presencia de los colorantes, con excepción del VC y sinringaldazina, que fueron inhibidos en un 100 y 27%, respectivamente. Con respecto al comportamiento de los ID, el RBBR alcanzó al día 6 su máximo valor (1.0), el RB5 al día 25, mientras que el AR19 tuvo valores superiores a 0.98 a partir del día 6. En el caso del medio con azure B, fue al día 12 donde se observó la máxima decoloración con un índice de 1.0. En el medio suplementado con poly R-478 no fue detectada actividad decolorante, lo cual podría explicarse por la producción del típico pigmento rojo en los cultivos de *P. sanguineus*. Cabe destacar que fue la única cepa que al día 1 mostró actividad sobre el medio con sirigaldazina, atribuible a la producción de lacasa. Lo cual podría explicar los bajos niveles de decoloración de los colorantes sintéticos (Zimbardi et al., 2016). Con respecto al CV, éste tuvo el mismo efecto tóxico observado en *T. hirsuta* CS5 y que como se mencionó previamente ha sido reportado por otros autores (Jadhav y Math, 2022; Kunjadia et al., 2012; Rueda Villabona et al., 2021).

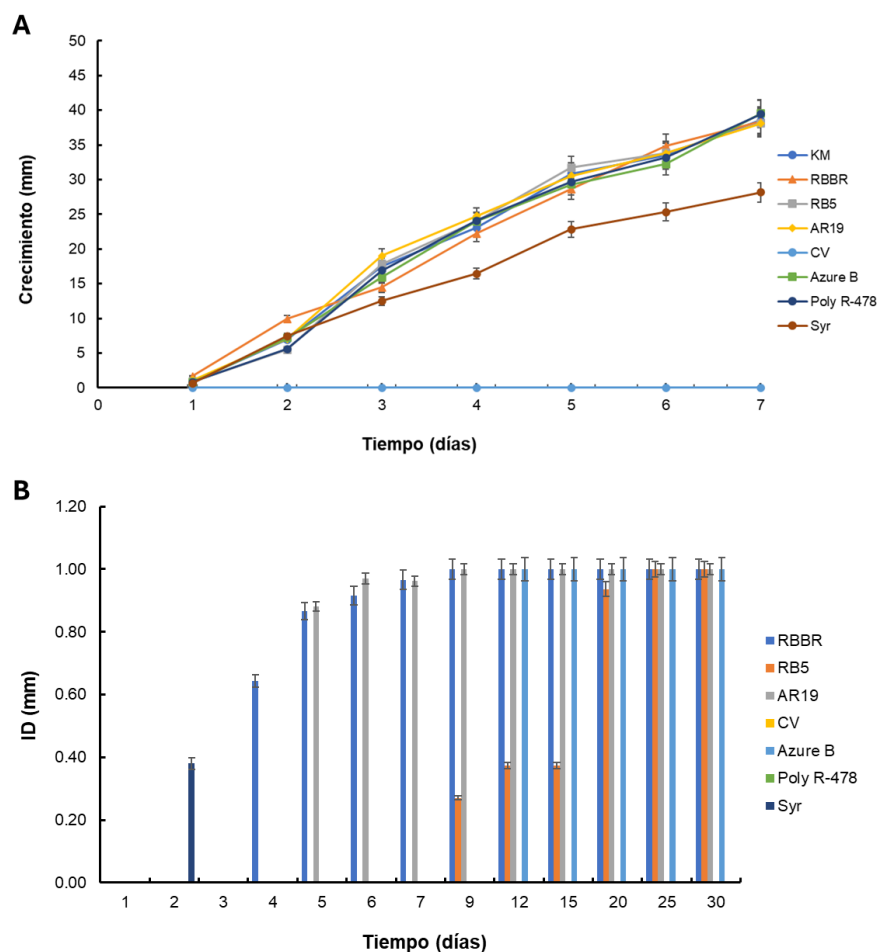


Figura 11. Cinética de crecimiento e ID de *Pycnoporus sanguineus* GE01. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron al $\leq 5\%$.

Los resultados de la cinética de crecimiento de *T. versicolor* UAMH 8272 mostraron un comportamiento similar en la mayoría de los tratamientos (Figura 12A), excepto en el medio con siringaldazina, que presentó un efecto inhibitorio de alrededor del 40% durante los primeros cuatro días de cultivo. En el medio con VC no se observó crecimiento. En la Figura 12B se puede observar que los valores máximos de ID (1.0) para los colorantes RBBR, RB5 y AR19 se alcanzaron al día 7. Mientras que para Azure B y Poly R-478 la mayor actividad decolorante se observó al día 12. Cabe mencionar que el medio con siringaldazina mostró un índice de reacción de alrededor de 0.9 a los 2-3 días de cultivo.

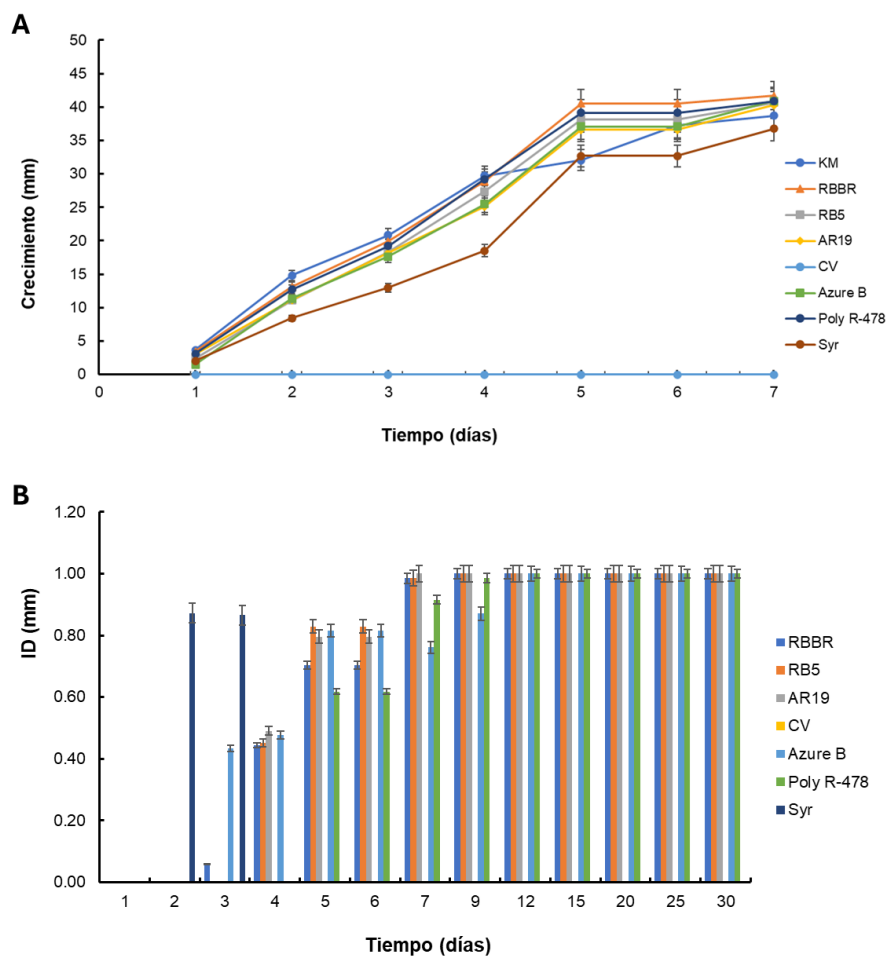


Figura 12. Cinética de crecimiento e ID de *Trametes versicolor* UAMH 8272. A) corresponde al crecimiento y B) a los índices de decoloración (ID) sobre los colorantes. En el caso de la siringaldazina, el ID corresponde a la reacción de oxidación del sustrato. En todos los casos las desviaciones fueron $\leq 5\%$.

En general, con excepción de *P. sanguineus* GE01, las cepas mostraron actividad decolorante sobre los colorantes RBBR, RB5 y AR19, aunque los días de mayor actividad variaron. Esto concuerda con lo reportado para otras cepas de *Trametes* (Shakhova y Volobuev, 2020). En cuanto a los tiempos de decoloración, los colorantes azo presentan una remoción de color más lenta en comparación con los antraquinónicos similar a lo reportado por Anita et al. (2022). Con respecto al CV, fue observado un fuerte efecto inhibitorio en el 40% de las cepas ensayadas, siendo *T. maxima* CU1 la única capaz de aclarar el medio. En el caso del cultivo de *T. hirsuta* CS5, si bien no presentó actividad decolorante sobre CV, a partir del día 15 el micelio presentó una coloración violácea, asociada al fenómeno de bioadsorción. Esto puede deberse a la adherencia del colorante por acción de la ionización de la superficie del

micelio y la formación de puentes de hidrógeno entre estos (Harry-Asobara y Kamei, 2019; Rani et al., 2014). En el caso de la decoloración del Poly R-478 como un indicador de la actividad lignolítica, sólo *T. maxima* CU1 y *T. versicolor* UAMH 8272 mostraron valores similares a lo reportado para otras cepas de *Trametes* (De Araújo et al., 2020). Finalmente, es importante resaltar que los cambios observados en los medios con Azure B, se atribuyen principalmente a la decoloración por lignina peroxidasa (Thiribhuvanamala et al., 2017). Sin embargo, también se ha reportado que la transformación a color rosa puede estar asociada a lacasas, ya que el proceso de decoloración implica a menudo la transformación del tinte en compuestos de diferentes colores, que pueden incluir una tonalidad rosada. Esta capacidad se atribuye a las propiedades oxidativas de las lacasas, que pueden descomponer estructuras tintóreas complejas en compuestos más simples, a menudo menos coloreados o de diferente color (Bucchieriet al., 2024). La lacasa purificada de *Trametes trogii* BAFC 463 resultó capaz de decolorar el azure B (Grassi et al., 2011). Así, los diferentes patrones de crecimiento y decoloración pueden explicarse por la plasticidad metabólica de estos organismos.

4.2 FASE II: Producción de enzimas y análisis electroforético

4.2.1 Curva de producción enzimática

Las cinéticas de producción de lacasa (Lac) en medio KM suplementado con 350 μM de CuSO_4 (KM+I) y BF se muestran en la Figura 13. El medio con los mayores títulos de Lac fue el KM+I, destacando *T. maxima* CU1 como la cepa de mayor producción con 16610 $\text{U}\cdot\text{L}^{-1}$. En general, la producción de lacasa comenzó al día 10. En el caso de *T. maxima* CU1, tuvo el pico de mayor producción al día 12, mientras que *P. sanguineus* GE01 lo presentó al día 20. *Funalia trogii* CS200 y *T. versicolor* UAMH 8272 mostraron un comportamiento similar al mantener constante la producción de lacasa desde el día 15 al 30. *T. hirsuta* CS5 fue la cepa de menor producción. Cabe mencionar que bajo las condiciones ensayadas en el medio BF, fueron observados niveles de enzima por debajo de las 4 000 $\text{U}\cdot\text{L}^{-1}$. Así, el efecto del medio suplementado con sulfato de cobre sobre *T. maxima* CU1 fue similar a lo reportado para otras cepas de *T. versicolor* (Ensani et al., 2023).

La producción de lacasa varía significativamente dependiendo tanto de las características metabólicas de los organismos productores como de la composición de su entorno. Desde una perspectiva metabólica, diferentes géneros, especies y cepas producen enzimas lacasas como parte de sus sistemas ligninolíticos, que son cruciales para la degradación de materiales lignocelulósicos (Hanet al., 2021). Ejemplo de lo anterior es la presencia de múltiples genes de lacasa en *Lentinula edodes*, con expresión variada en diferentes condiciones ambientales, lo cual subraya la flexibilidad metabólica y la adaptabilidad de los basidiomicetos en la producción de lacasa (Yan et al., 2019, Wang et al., 2018).

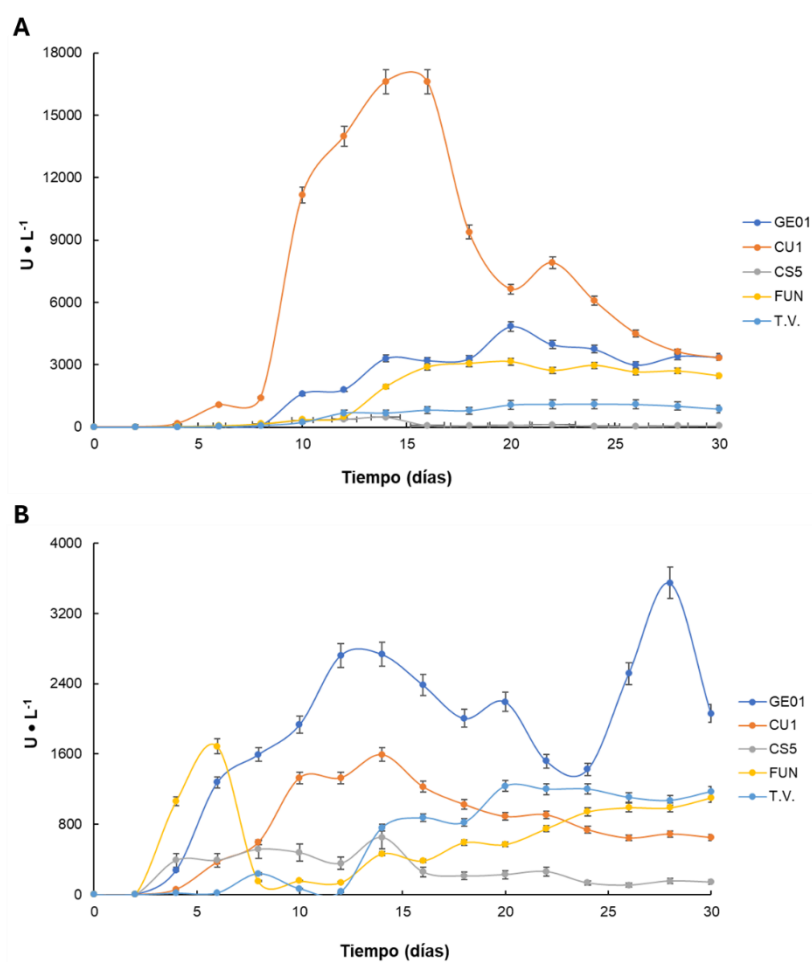


Figura 13. Producción de lacasa. A y B corresponden a la producción de Lac en medio KM+CuSO₄ (350 μM) y BF, respectivamente. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y la desviación fue ≤ 5%

Con respecto a la producción de LiP (Figura 14), *F. trogii* CS200 fue la cepa de mayor producción en ambos medios, aunque la mayor producción fue medida en el

medio BF ($1950 \text{ U}\cdot\text{L}^{-1}$) al día 26 de cultivo. Mientras que *T. versicolor* UAMH 8272 no superó las $600 \text{ U}\cdot\text{L}^{-1}$ en el mismo medio. Este comportamiento concuerda con lo reportado para otras especies (Giap et al., 2021), donde se detectó que la producción de LiP varió significativamente entre diferentes cepas y resultó muy influida por el medio de cultivo y las condiciones ambientales (Jović et al., 2018).

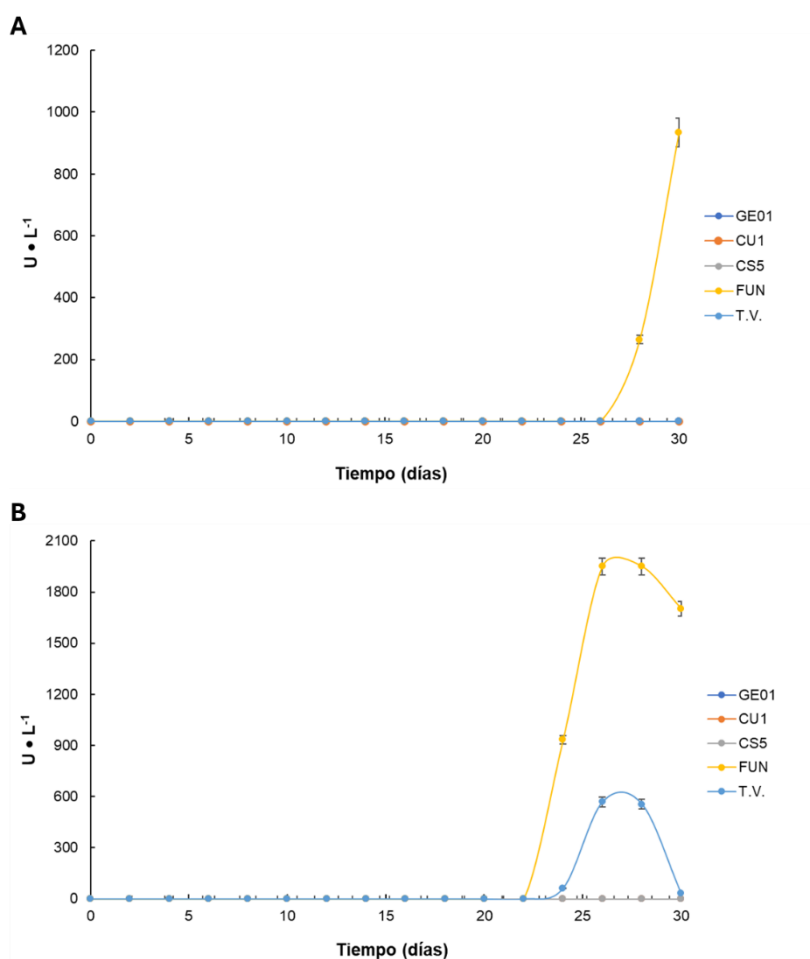


Figura 14. Producción de lignina peroxidasa. A y B corresponden a la producción de LiP en medio KM+CuSO₄ (350 μM) y BF, respectivamente. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y la desviación fue $\leq 5\%$.

En el caso de la producción de MnP (Figura 15), *F. troglia* CS200 fue la única cepa productora en ambos medios, sin embargo *T. hirsuta* CS5 fue la cepa de mayor actividad ($516 \text{ U}\cdot\text{L}^{-1}$) en el medio BF. En estos medios, para ambas cepas, la actividad se detectó a partir del día 26 cultivo. Estos resultados (similares a lo observado en la producción de LiP) demostraron que, la adición de sulfato de cobre no provocó un aumento significativo en la producción de MnP. Asimismo, fue similar a lo reportado

por Vrsanska et al. (2016), quienes observaron este fenómeno en cepas de *T. versicolor*, *Trametes suaveolens* y *Trametes gibbosa*, con producciones de MnP inferiores a $1 \text{ U}\cdot\text{mL}^{-1}$ (en un rango de concentración de CuSO_4 de 0.1 a 1.0 mM). En este estudio, los resultados para las cepas de *Trametes* también mostraron producciones de MnP por debajo de $2 \text{ U}\cdot\text{mL}^{-1}$. Así, la baja actividad de esta peroxidasa observada en los medios utilizados refleja la compleja interacción de factores genéticos, metabólicos y ambientales que influyen en la biosíntesis de enzimas en los hongos (Hiraiet al., 2013).

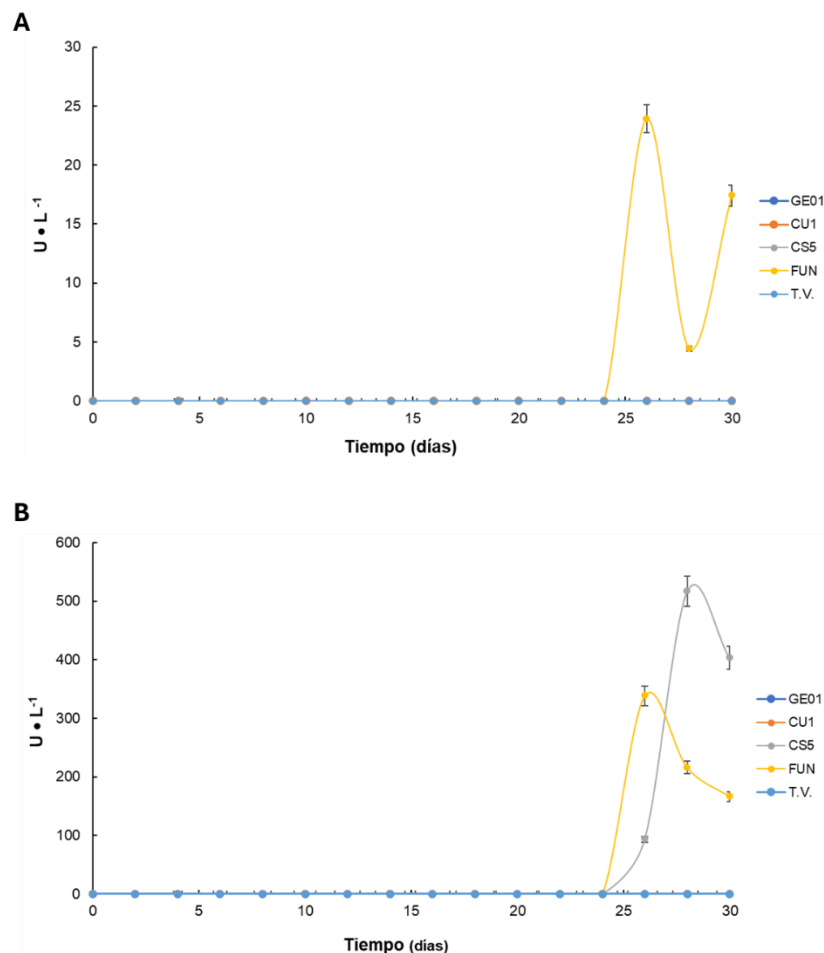


Figura 15. Producción de manganeso peroxidasa. A y B corresponden a la producción de MnP en medio KM+CuSO₄ (350 μM) y BF, respectivamente. Las determinaciones fueron realizadas por triplicado y la desviación fue ≤ 5%.

En base a los resultados de las cinéticas de producción enzimática, fueron seleccionados los sobrenadantes de los días 18 en medio KM + I para los ensayos de

decoloración, con el fin de contar con sobrenadantes exclusivamente con actividad lacasa.

4.2.2 Análisis electroforético

Como parte del análisis del efecto sobre la producción enzimática fue realizado el análisis electroforético de los de puntos máxima producción de lacasa para todas las cepas. Además de la identificación de isoformas, esto permitió la estimación de las tallas moleculares relativas de las mismas (Cuadro 7). Cabe mencionar que son tallas relativas, ya que el análisis fue realizado en geles nativos, bajo condiciones no desnaturizantes para preservar la actividad enzimática. Con excepción de las lacasa producida por *T. hirsuta* CS5 (44.6 kDa), las enzimas producidas por las demás cepas mostraron tallas en un rango de 51 a 58 kDa. Sin embargo, las isoformas de *T. máxima* CU1, bajo condiciones SDS-PAGE han mostrado ser dos glicoproteínas de aproximadamente 60 y 70 kDa (Gutiérrez-Soto, 2009). Por lo que se requiere de la purificación de estas enzimas para determinar sus pesos moleculares, así como la naturaleza de las isoformas.

Cuadro 7. Tallas moleculares relativos (KDa) de las lacasas identificadas en los basidiomicetos nativos.

| Cepa | Lacasa | kDa |
|-----------------------------------|--------|------|
| <i>Trametes maxima</i> CU1 | Lac I | 58 |
| | Lac II | 54 |
| <i>Trametes hirsuta</i> CS5 | Lac | 44.6 |
| <i>Funalia trogii</i> CS200 | Lac | 51 |
| <i>Pycnoporus sanguineus</i> GE01 | Lac | 51 |

En la Figura 16 se muestra el análisis electroforético de *T. maxima* CU1, donde se puede observar que entre los días 10 y 12 se produce la Lac I, la cual va aumentando a lo largo del tiempo, mostrando su mayor título al día 30. Este comportamiento fue

similar al de producción de la Lac II, con la diferencia de que ésta última se detectó a partir del día 16. En cuanto a la actividad de la lacasa sobre el sustrato de ABTS, el proceso de oxidación ocurrió a partir de los 5 minutos después de agregar el sustrato. Tal como lo menciona Gramss (2017) la oxidación del ABTS comienza por la formación de radicales catiónicos verdes (ABTS^{•+}).

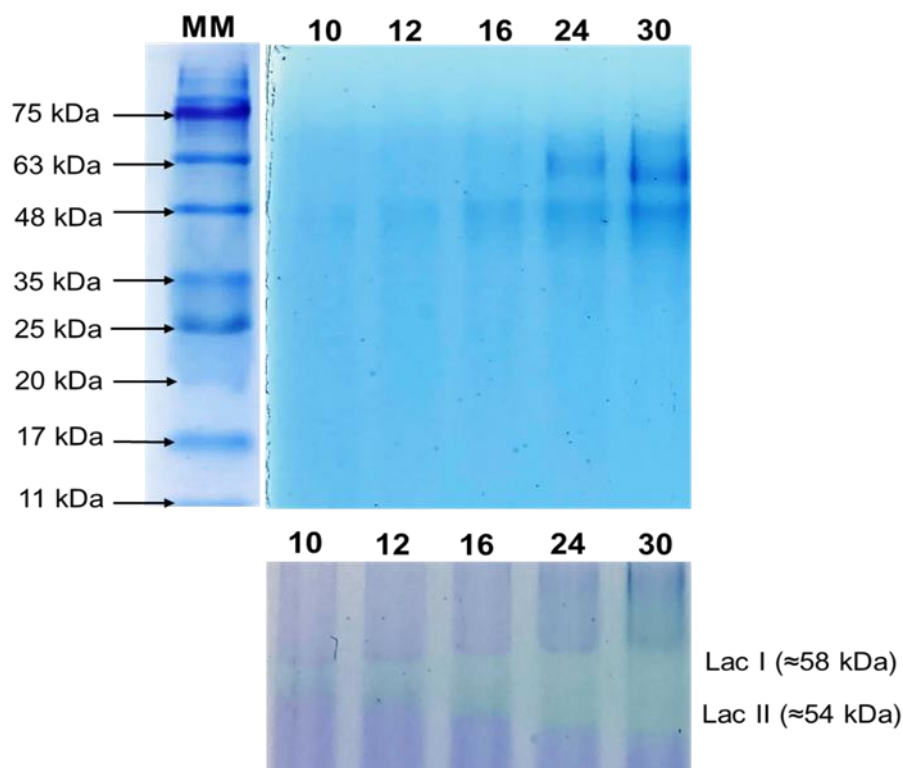


Figura 16. Geles de nativos-PAGE de *Trametes maxima* CU1. En la parte superior se encuentra el gel revelado con Coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS.

En la Figura 17 es presentado el análisis de *T. hirsuta* CS5, donde se puede observar que la producción comienza al día 10 y se mantiene hasta el día 30 como fue descrito en la cinética de producción. *Trametes hirsuta* es reconocido por producir lacasas con diferentes pesos moleculares e isoformas, lo que refleja la diversidad y adaptabilidad de este hongo en la producción de enzimas adecuadas para diferentes condiciones ambientales y aplicaciones (Pereira-Patrón et al., 2019). El peso molecular de las lacasas de *T. hirsuta* puede variar significativamente, como ha sido reportado para diferentes cepas, en un rango de 55 a 70 kDa (Chaurasia et al., 2014; Si et al.,

2021; Zhang et al., 2022). Por lo que, para determinar la talla exacta de la lacasa producida por *T. hirsuta* CS5 se requiere de su purificación y caracterización.

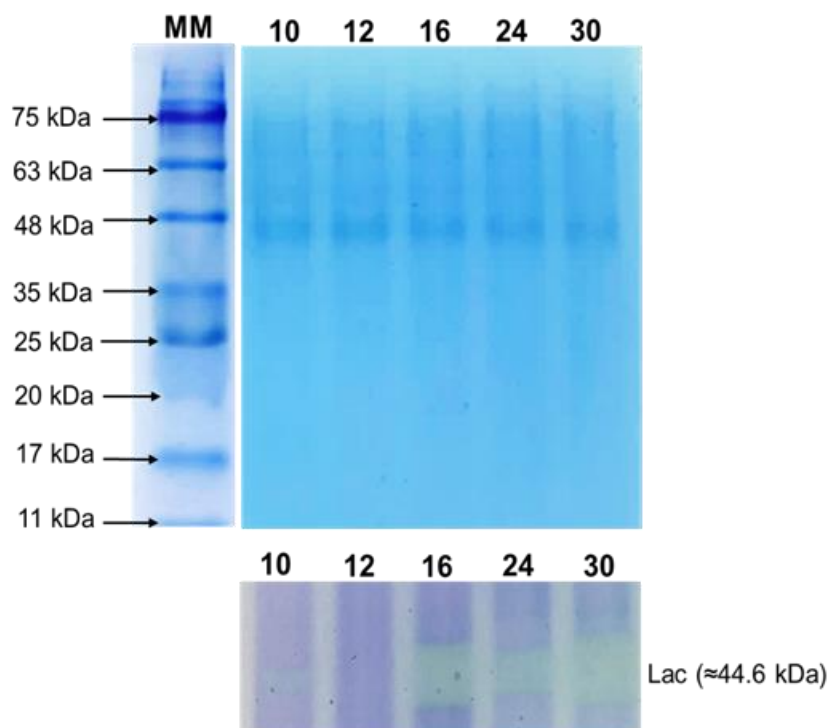


Figura 17. Geles de nativos-PAGE de *Trametes hirsuta* CS5. En la parte superior se encuentra el gel revelado con coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS.

En la Figura 18 se muestran los resultados del análisis electroforético de *F. trogii*, donde se puede observar que la mayor actividad de lacasa se presentó a los días 16 y 30, como una banda de proteína con una talla relativa aproximada de 51 kDa. Si bien, han sido identificadas lacasas de *F. trogii* con pesos moleculares de alrededor de 58 a 65 kDa, aun no se conoce el número exacto de isoformas producidas. Ya que éstas dependen de la cepa, de la composición del medio y del método de purificación (Aiet al., 2015; Yang et al., 2020; Zmitrovich et al., 2018).

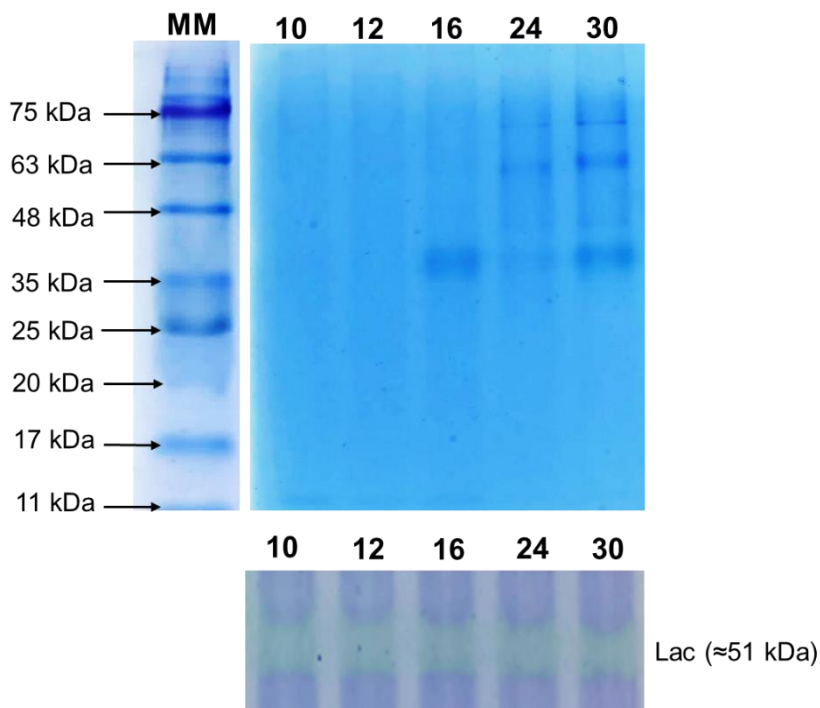


Figura 18. Geles de nativos-PAGE de *Funalia trogii*. En la parte superior se encuentra el gel revelado con coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS.

En el caso *P. sanguineus* GE01 (Figura 19) se puede observar una sola banda de actividad lacasa, con una talla molecular relativa aproximada de 51 kDa. Asimismo, se puede observar el incremento de la actividad a través del tiempo de cultivo. Existen reportes de la cepa nativa *P. sanguineus* CS43 del noreste de México, la cual ha sido ampliamente estudiada y son reconocidas dos isoformas principales Lac-I y Lac-II, cuyos pesos oscilan entre 66 kDa y 68 kDa, respectivamente (Holmberg et al., 2015; Ramírez-Cavazos et al., 2014; Salazar-López et al., 2017). Si bien, se requiere de la purificación y caracterización de la lacasa de *P. sanguineus* GE01 para determinar su peso molecular, existen reportes para esta especie, de lacasas con tallas menores a 50 kDa (Backes et al., 2023; Eugenio et al., 2009; Naidu et al., 2020).

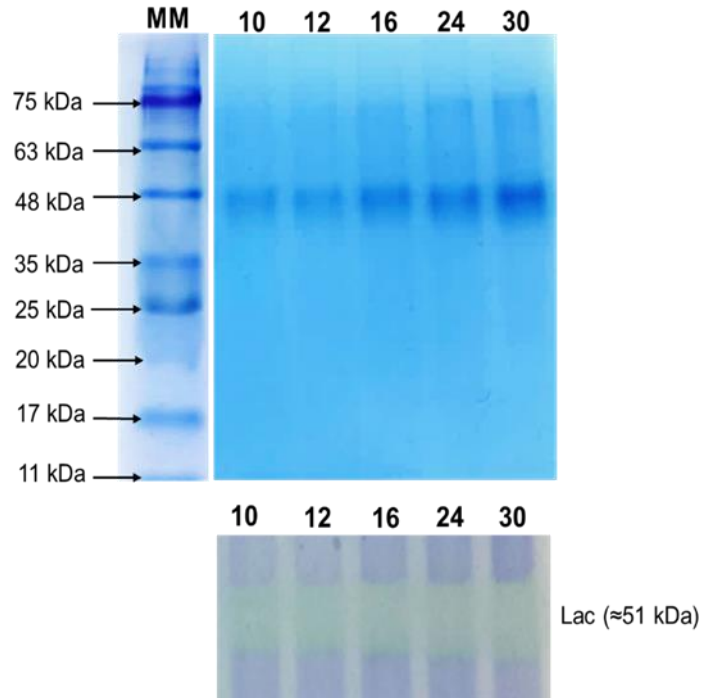


Figura 19. Geles de nativos-PAGE de *Pycnoporus sanguineus* GE01. En la parte superior se encuentra el gel revelado con coomassie R-250 y en la parte inferior se encuentra el zimograma revelado con ABTS.

Cabe mencionar que la presencia de la LiP y MnP fue descartada con zimogramas revelados con DMPO en presencia de los respectivos co-factores, en donde no fueron detectadas bandas diferentes a las de actividad lacasa.

4.3 FASE III: Decoloración con sobrenadantes

4.3.1 Decoloración de colorantes sintéticos

En base a los resultados de las cinéticas de producción enzimática y análisis electroforéticos fueron seleccionados los sobrenadantes de los días 18 en medio KM + I, de las cepas *T. maxima* CU1 y *T. hirsuta* CS5, las cuales mostraron resultados prometedores en la decoloración en medio sólido de la etapa I. La Figura 20 presenta

los porcentajes de decoloración sobre los colorantes sintéticos AR19, RB5 y VC a través del tiempo. *Trametes maxima* CU1 mostró los mayores porcentajes de decoloración en los tres colorantes. A las 6 horas de incubación, los valores de

decoloración del AR19 y RB5 fueron del 97 y 61%, respectivamente. Mientras que *T. hirsuta* CS5 requirió un mayor tiempo de incubación (9 horas) para alcanzar su mayor actividad decolorante con 41 y 25%, respectivamente. En tanto, el CV fue el colorante que requirió más tiempo de incubación entre los colorantes y el que menor valores de decoloración presentó. Así, *T. maxima* CU1 decoloró el 50% a las 48 horas, en tanto *T. hirsuta* CS5 sólo en 6% en el mismo lapso.

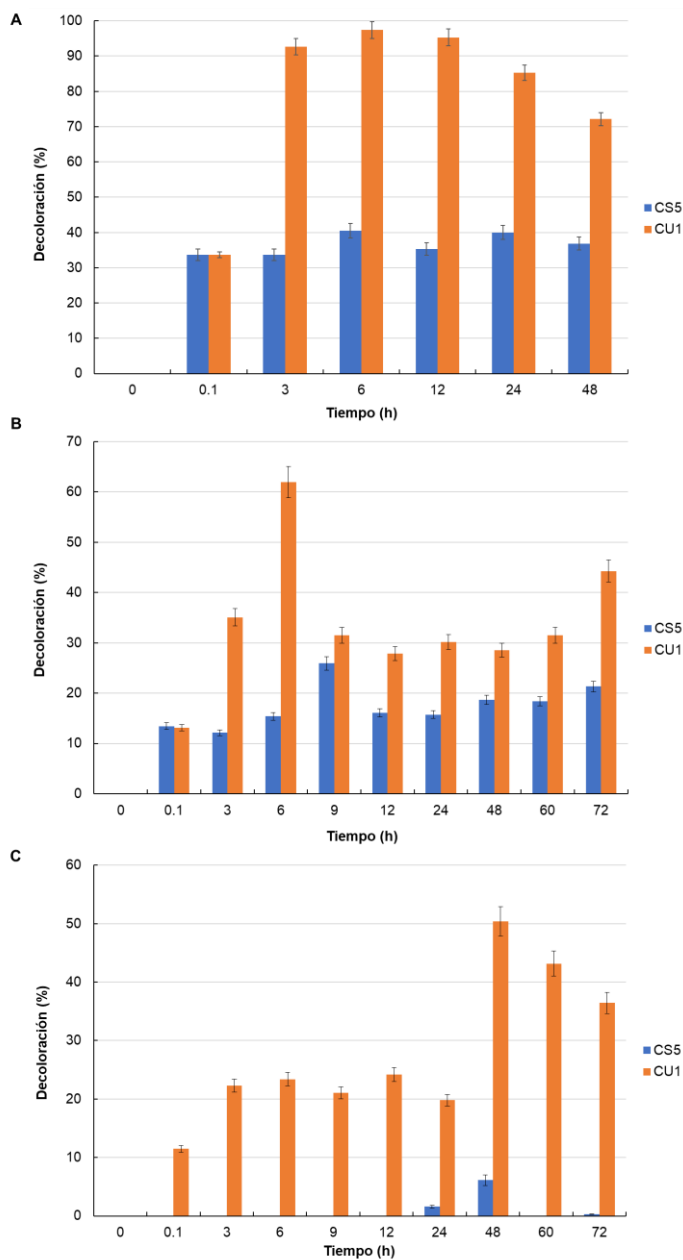


Figura 20. Porcentajes de decoloración de los tintes sintéticos durante el ensayo.

La acción de enzimas oxidativas juega un papel fundamental en la degradación del colorante negro reactivo 5 (RB5) por hongos basidiomicetos. Sin embargo la eficiencia de la decoloración de éste y otros colorantes se ve afectada por diversos factores como el pH del medio de cultivo, la presencia de micelio y las características estructurales del colorante. Estudios previos han demostrado la capacidad de *Phanerochaete sordida* para decolorar RB5 completamente en tres días, atribuyendo la degradación a la actividad de Lac y MnP (Permpornsakul et al., 2016). La eficiencia de la Lac en la decoloración de RB5 depende de la diferencia de potencial redox entre la enzima y el colorante (Tavares et al., 2020). Para colorantes con mayor potencial redox, la implementación de mediadores redox puede ser necesaria. Las diferencias estructurales de los colorantes también pueden afectar el proceso de remediación, ya que los residuos de aminoácidos específicos en los sitios activos de la Lac impactan en la eficiencia catalítica de la enzima (Glazunova et al., 2018). La intervención de MnP puede potenciar la decoloración en tintes antraquinónicos como RBBR (Eichlerová y Baldrian, 2020). El pH del medio de cultivo también es un factor crucial, ya que un pH ideal de 6.5 ha sido reportado para la decoloración de cristal violeta por *Phanerochaete chrysosporium* (Jadhav y Math, 2022). Sin embargo, existen estudios que muestran decoloraciones exitosas con pHs inferiores a 5 (Bettin et al., 2019). En resumen, la decoloración de RB5 por hongos basidiomicetos es un proceso complejo que involucra la acción de enzimas oxidativas y la influencia de factores ambientales. La optimización de las condiciones de cultivo, incluyendo el pH, la presencia de mediadores redox y la utilización de micelio, puede potenciar la eficiencia de la decoloración y contribuir a la biorremediación de aguas contaminadas con este tipo de colorantes.

El análisis de los espectros de decoloración (Figura 21) permitió confirmar la actividad de los sobrenadantes sobre la estructura química de los colorantes a través del tiempo. Cabe mencionar que la presencia de picos en la zona UV/Visible, característica de los anillos aromáticos presentes en los colorantes, suelen ser utilizada como indicador de cambios estructurales (Roşu et al., 2017). Así, los cambios observados en los espectros de los colorantes tratados con *T. maxima* CU1 desde la primera hora de incubación sugieren una posible biodegradación del colorante.

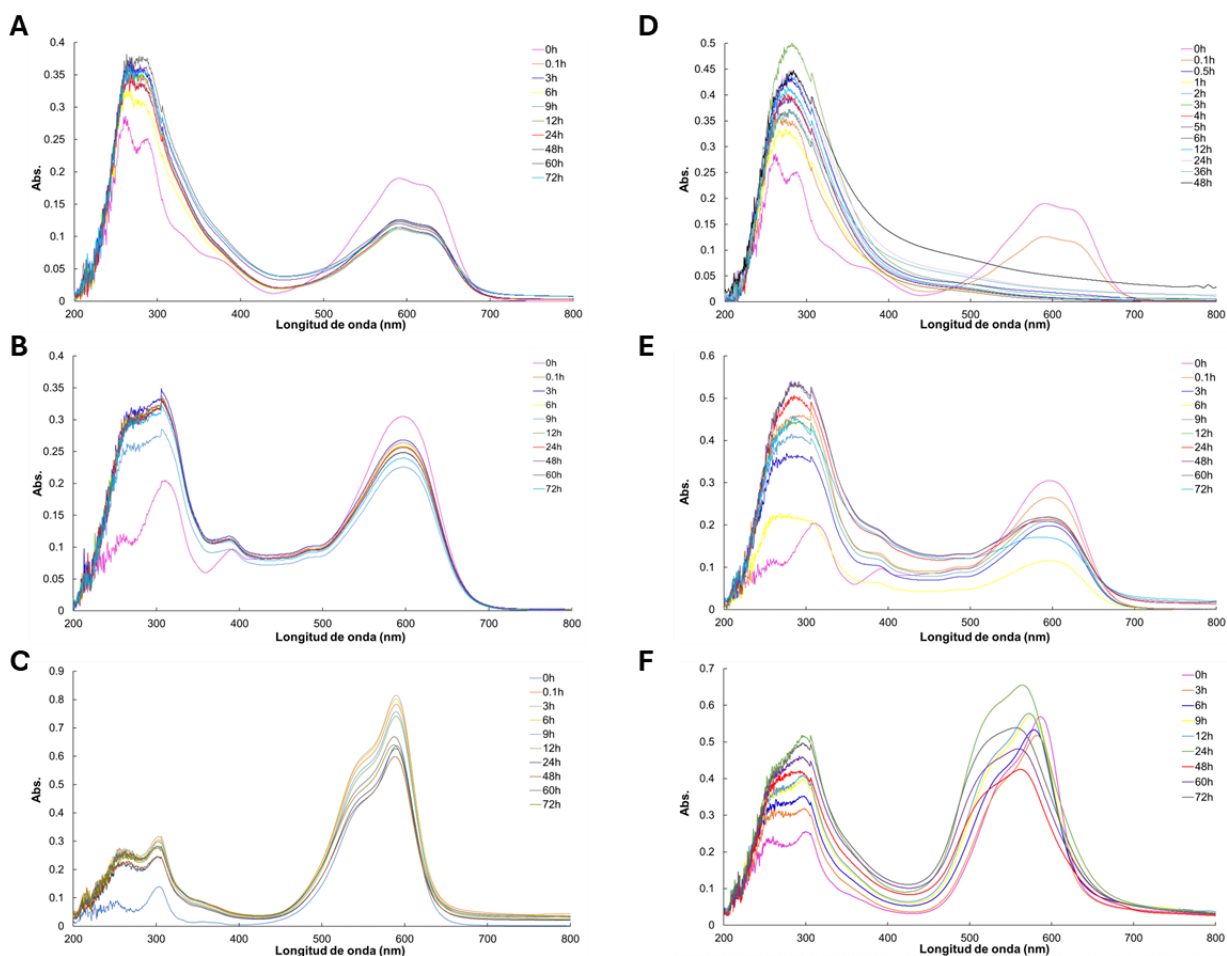


Figura 21. Espectros de decoloración para *Trametes maxima* CU1 (A-C) y *Trametes hirsuta* CS5 (D-F), donde A y D corresponde a azul reactivo 19, B y E negro reactivo 5 y, C y F cristal violeta.

En el caso de AR19, algunos de los principales cambios observados fueron la disminución de la campana característica en la región de 480 a 680 nm, la desaparición del hombro alrededor de 380 nm, el desfase de los picos de 290 a 300 nm y de 250 a 260 nm. En aplanamiento de la curva en la región del espectro visible sugiere un indicio de biodegradación, tal como lo indica Tian et al. (2024). En contraste con la disminución paulatina de los picos en casos de absorción, la biodegradación se caracteriza por la desaparición o generación de nuevos picos en la región UV. En el caso del espectro del colorante tratado con *T. hirsuta* CS5 los principales cambios observados fueron un ligero desplazamiento del pico principal de 590 a 580 nm, el aplanamiento del pico de 380 y el corrimiento de los picos de 290 y 250 nm a 267 y 280, respectivamente. Las diferencias entre ambas cepas podrían explicarse por

diferencias en los mecanismos catalíticos de las isoformas de lacasa (Zucca et al., 2016).

El análisis espectral del negro reactivo 5 (RB5) tratado con *T. maxima* CU1 reveló transformaciones significativas en la región visible (500-680 nm). Se observó una disminución en la intensidad de absorción en esta región, acompañada de un desplazamiento y aplanamiento del pico a 390 nm. Además, se registró un incremento y ampliación del pico a 300 nm. En contraste, el tratamiento con *T. hirsuta* CS5 presentó cambios espectrales distintos a los observados con *T. maxima* CU1. Se evidenció una disminución en la absorbancia a 590 nm, mientras que el pico a 390 nm y el valle a 350 nm experimentaron un aumento en su intensidad. El pico a 270 nm también aumentó, formando una meseta con el pico a 300 nm. Estas diferencias podrían estar asociadas a las propiedades cinéticas de las isoformas presentes como se mencionó anteriormente. Esto puede explicar los cambios en el VC tratado con *T. hirsuta* CS5 que no presentó cambios en el patrón original del colorante, sólo fue observado un incremento general en la absorbancia del color, principalmente en el pico principal a 595 nm. La máxima disminución del pico principal fue observada a las 48 horas. Mientras que el tratamiento con *T. maxima* CU1 presentó cambios en los trazos a través del tiempo, que incluyeron corrimientos del pico principal de 595 nm, además de cambios en los picos de 300 y 250 nm asociados al aumento de la longitud de onda y la formación de una meseta en esa zona con un pico menor a 300 nm. Ha sido reportado que la desaparición de un pico de la región visible, sin la aparición de un nuevo pico en esta región, estaría asociada a la ruptura del grupo cromóforo (Yadav et al., 2021). En este contexto, la lacasa de *T. maxima* CU1 estaría actuando sobre el cromóforo del RB19 en corto tiempo y los productos resultantes explicarían el incremento en la región UV. Mientras que el resto de los colorantes (tratados con ambas cepas) estarían siendo transformados o degradados a menor velocidad. Por lo que serían necesarios nuevos estudios para la identificación de los productos que se generan a lo largo del tiempo. A pesar de esto, estos resultados concuerdan con el rol descrito para la lacasa en la degradación de colorantes sintéticos, incluidos los colorantes azo, antraquinona y triarilmetano, a través de distintos mecanismos que implican la oxidación de estos compuestos en formas menos tóxicas (Motamedi et al.,

2021). En el caso de los colorantes azoicos, el mecanismo de acción de la lacasa consiste en la ruptura de los enlaces azoicos (N=N) en aminas aromáticas (Kanagaraj et al., 2015; Kumari, 2015). Para los colorantes antraquinónicos, el mecanismo de degradación de la estructura puede ocurrir directa o indirectamente a través de compuestos mediadores (Ike et al., 2019; Pype et al., 2019). La oxidación directa por acción de la lacasa, involucra que la enzima actúe sobre el colorante, catalizando la oxidación de un electrón del sustrato, lo que lleva a la formación de especies radicales. Estas especies radicales luego sufren reacciones no enzimáticas, lo que resulta en la descomposición del colorante (Taha et al., 2020), lo que explicaría los cambios en el espectro del colorante en presencia de las enzimas evaluadas.

Por otra parte, el mecanismo de la lacasa en la degradación de colorantes triarilmetánicos implica una oxidación monoelectrónica unida a la reducción de oxígeno a agua y la formación de radicales fenoxi, que posteriormente sufren reacciones de acoplamiento radical para descomponer los colorantes triarilmetánicos en moléculas más simples y menos nocivas (Arregui et al., 2019), lo que explicaría los cambios observados en el VC tratado con *T. maxima* CU1.

4.4 FASE IV: Decoloración de un efluente real

La imagen de la muestra de agua (Anexo 1), proporcionada por Agua y Drenaje de Monterrey, presenta una coloración intensa que dificulta la determinación de algunos parámetros fisicoquímicos. El análisis fisicoquímico es mostrado en el Cuadro 8, el cual proporciona información relevante sobre la calidad del agua (como el pH), a pesar de las limitaciones impuestas por la coloración.

Cuadro 8. Caracterización fisicoquímica del efluente residual colorido.

| Determinación o compuesto | Valor obtenido | Metodología utilizada |
|---|-------------------------|------------------------------|
| <i>Conductividad ($\mu\text{s/cm}$)</i> | 1474 | NMX-AA-093-SCFI-2018 |
| <i>Dureza total (mg/l CaCO_3)</i> | INTERFERENCIA MATRIZ | NMX-AA-072-SCFI-2001 |
| <i>Dureza de calcio (mg/l CaCO_3)</i> | - | SM 3500 CaB-2012 |
| <i>Alcalinidad a la fenolftaleína (mg/l CaCO_3)</i> | - | NMX-AA-036-SCFI-2001 |
| <i>Alcalinidad al naranja de metilo (mg/l CaCO_3)</i> | - | NMX-AA-036-SCFI-2001 |
| <i>Cloruros (mg/l)</i> | - | NMX-AA-073-SCFI-2001 |
| <i>Sulfatos (mg/l)</i> | - | NMX-AA-074-1981 |
| <i>Color (u.c. Pt-Co)</i> | - | NMX-AA-045-SCFI-2001 |
| <i>Turbidez (UNT)</i> | - | NMX-AA-038-SCFI-2001 |
| <i>pH (unidades de pH)</i> | 6.96 | NMX-AA-008-SCFI-2016 |
| <i>DQO (mg/l)</i> | 4260 | NMX-AA-030-SCFI-2012 |
| <i>DBO (mg/l)</i> | - | NMX-AA-028-SCFI-2001 |
| <i>Fósforo (mg/l)</i> | 1.25 | AOAC-958.01 |
| <i>Nitrógeno total (mg/l)</i> | 266 | NMX-AA-026-SCFI-2010 |
| <i>SAAM (mg/l)</i> | - | NMX-AA-039-SCFI-2001 |

En la Figura 22 son presentados los porcentajes de decoloración a lo largo del tiempo y los espectros de absorción del efluente real proveniente de una empresa cementera. Inicialmente, el efluente industrial presentaba una meseta en la región visible, con dos máximos de absorbancia en 590 y 612 nm, y dos picos en la región UV en 290 y 306 nm. Al ser tratados con agua tratada con el sobrenadante de *T. maxima* CU1, los picos de la región visible mostraron una rápida disminución, con una reducción del 60% y 63% en la absorbancia de los picos de 590 y 612 nm, respectivamente, a los 5 minutos. A las 72 horas, el porcentaje de decoloración se mantuvo en 30% y 28%, respectivamente. En contraste, los picos de la región UV presentaron una decoloración más lenta, con una reducción del 25% y 28% en la absorbancia de los picos de 209 y 306 nm, respectivamente, a los 5 minutos. El porcentaje de decoloración en esta región alcanzó un promedio del 17% a las 72 horas (Figura 22A). Estos cambios se reflejaron en el espectro de decoloración (Figura 22B), donde se observa una disminución inicial en la absorbancia a los 5 minutos, seguida de un aumento general. Este comportamiento es similar al observado en la decoloración de colorantes sintéticos evaluados en la etapa previa. Este comportamiento de una rápida disminución de los picos de absorbancia en la región visible concuerda con lo reportado para otras especies de *T. versicolor* con actividad sobre colorantes (Erdem y Cihangir, 2018). Sin embargo, las tasas de decoloración más lentas en la región UV sugieren una degradación más gradual de la estructura molecular del tinte, posiblemente debido a la descomposición inicial de moléculas más grandes en fragmentos más pequeños antes de su completa mineralización. Mientras que la rápida decoloración inicial observada seguida de una meseta podría atribuirse a que la actividad enzimática alcanza rápidamente su eficiencia óptima y luego se desacelera a medida que disminuye la concentración del sustrato (Herath et al., 2024).

Las cepas *T. hirsuta* CS5 y *T. versicolor* UAMH 8272 exhibieron un comportamiento similar a *T. maxima* CU1, pero con menores valores de decoloración (Figuras 22C y 22I). En estas cepas, el análisis espectral reveló un aumento temporal en la amplitud de la meseta en la región UV a los 5 minutos, seguido de un regreso al perfil original. En este estudio, los autores evaluaron la capacidad de la lacasa de *T. versicolor* UAMH 8272 para decolorar efluentes textiles reales. Se optimizaron las

condiciones de tratamiento, incluyendo pH, temperatura, concentración de enzima y tiempo de reacción. Los resultados demostraron una decoloración efectiva del efluente textil, con una reducción del 90% del color en condiciones óptimas. *Funalia trogii* CS200 y *P. sanguineus* GE01 (Figuras 22E y 22G) mostraron la mayor actividad sobre los picos de la región visible durante las primeras 48 horas. Mientras que los porcentajes de decoloración de la región UV no superaron el 10%. Además, presentaron cambios similares en los espectros de decoloración (Figuras 22F y 22H). Estos resultados sugieren la posibilidad de diferencias en las vías de degradación que podrían optimizarse para la eliminación específica de colorantes presentes en efluentes industriales, además de resaltar la importancia de comprender los perfiles enzimáticos específicos y las capacidades de degradación de diferentes cepas de hongos (Erdem y Cihangir, 2018; Herath et al., 2024). Si bien, las investigaciones han demostrado que las lacasas de basidiomicetos pueden catalizar la oxidación de diversos sustratos fenólicos y no fenólicos sin necesidad de utilizar productos químicos peligrosos, ofreciendo así una solución ecológica para la contaminación por colorantes sintéticos (Magalhães et al., 2024). Para aumentar el porcentaje de decoloración de las cepas evaluadas se requiere de la optimización de las condiciones de reacción, ya que las características fisicoquímicas del efluente (pH alcalino) podrían haber limitado la operatividad de las enzimas a pesar del ajuste inicial del pH. Por ejemplo, existen reportes con cepas de *T. hirsuta* altamente eficientes en la decoloración de colorantes textiles mixtos en aguas residuales industriales, logrando hasta un 95,39% de decoloración en condiciones optimizadas (Brazkova et al., 2022). Siendo la inmovilización enzimática una alternativa eficiente para mejorar su estabilidad y reutilización, aumentando la eficiencia en la degradación de colorantes de las aguas residuales (Zhou et al., 2020).

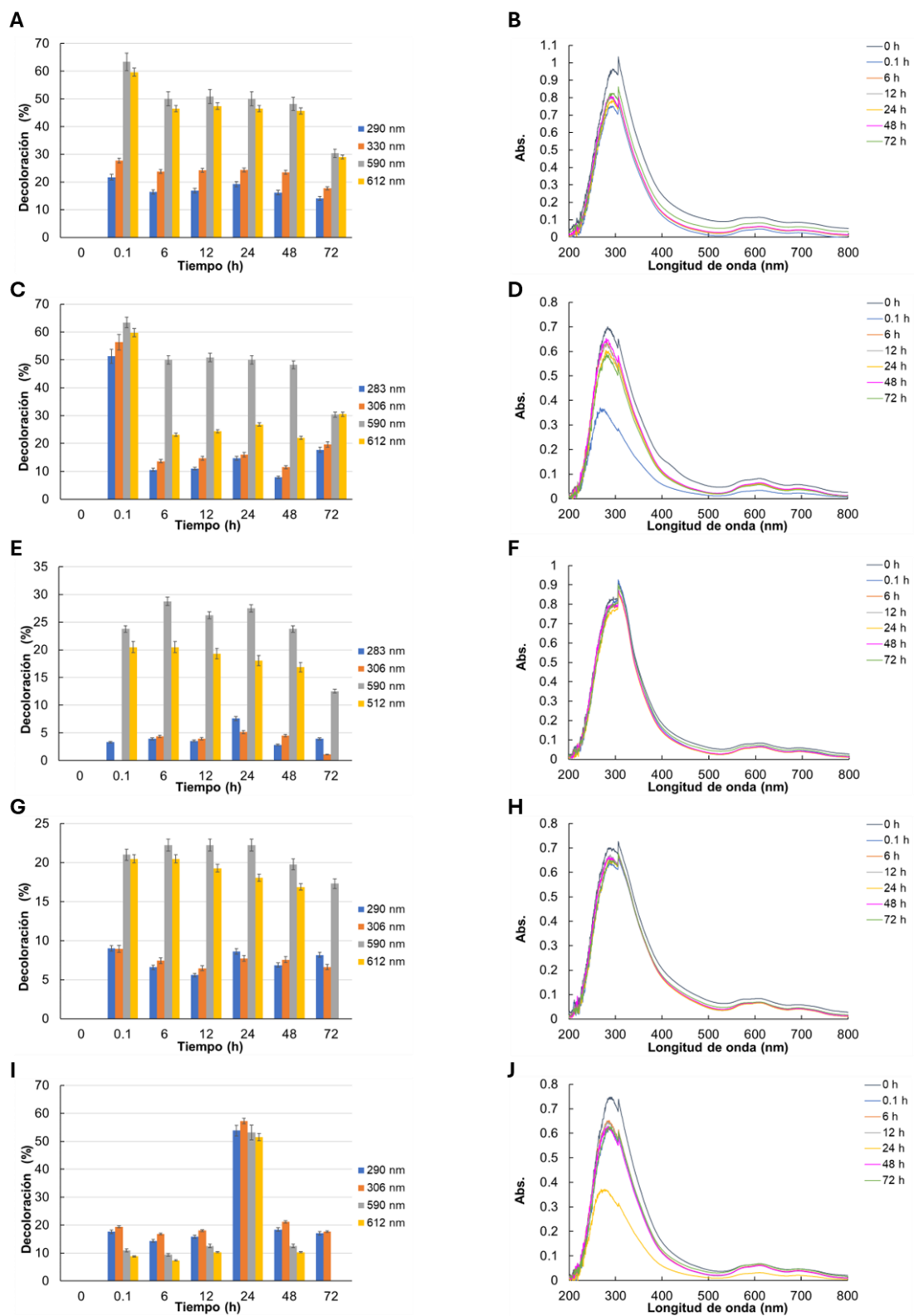


Figura 22. Porcentajes de decoloración y espectros de absorción de las cepas nativas en el efluente residual.

4.5 Consumo energético

La determinación de la E_{ENT} en el proceso mostró que la electricidad fue el portador de mayor consumo energético (Cuadro 9), representando el 76.13% del total de energía consumida (Figura 23). Este resultado estuvo asociado con el continuo uso eléctrico, ya que es la principal fuente de energía para el funcionamiento de los equipos y la tecnología utilizada en el laboratorio. Asimismo, la E_{LH} fue determinante en la E_{ENT} , representando el 23.83% del total de energía consumida, restando únicamente un 0.04% para el consumo de otras formas de energía (E_{RQ} y E_{OI}) (Figura 23).

Cuadro 9. Consumo de energía en la selección de lacasa con aplicación en el tratamiento de agua.

| Forma de energía | Etapa 1 | Etapa 2 | Etapa 3 | E_{ENT} (MJ) |
|---------------------|----------------|----------------|----------------|-----------------|
| E_{EL} | 1628.22 | 3171.01 | 3475.69 | 8274.92 |
| E_{LH} | 58.83 | 2495.15 | 35.58 | 2589.56 |
| E_{RQ} | 2.06 | 1.13 | 0.87 | 4.05 |
| E_{OI} | | | | |
| Levadura | 0.111 | 0.099 | 0.113 | 0.32 |
| Agua | 0.0375 | 0.00048 | 0.005 | 0.04 |
| Consumo (MJ) | 1689.26 | 5667.38 | 3512.25 | 10868.89 |

E_{ENT} = Consumo de energía o entrada de energía; E_{EL} = energía consumida en electricidad; E_{LH} = energía consumida en las labores humanas; E_{RQ} = energía consumida en reactivos químicos; E_{OI} = energía consumida en otros insumos.

El desglose de energético del proceso (Anexo 3) mostró que el equipo de mayor E_{EL} (409.44 kW·h⁻¹) y así de energía (4884.62 MJ) fue la autoclave, utilizado por un periodo de 6 horas para esterilizar los medios de cultivo. Este equipo eléctrico demandó el 44.94%≈45% del total de energía consumida en el proceso. Si bien, los elementos avanzados de transferencia de calor dentro de las autoclaves facilitan el manejo eficiente de la temperatura y aseguran una distribución uniforme del calor, mejorando la calidad y consistencia de los materiales procesados (Chowdhury y Summerscales, 2023), son necesarias estrategias que hagan más eficiente el trabajo con estos dispositivos. Por lo que, entender la E_{EL} implica examinar diversos aspectos, desde técnicas de medición hasta patrones de consumo y el impacto de las fuentes de energía (Malmodin, 2023).

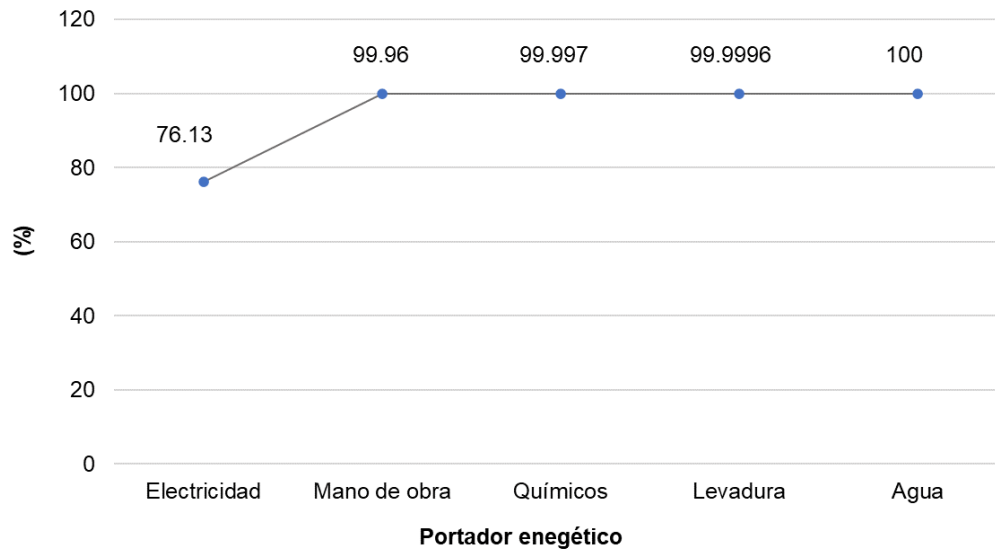


Figura 23. Porcentaje acumulado del consumo energético de los diferentes portadores utilizados en el proceso.

El mayor E_{LH} fue por el uso del espectrofotómetro que trabajó un total de 1261 horas durante el proceso, con un consumo de energía de 1328.25 MJ equivalente al 12.22% de la energía total consumida en el proceso. La energía asociada con el trabajo humano a menudo se desprecia en los análisis energéticos tradicionales. Por ejemplo, en la manufactura, se estima que cada trabajador-hora consume alrededor de 30 MJ de energía primaria en Estados Unidos (Zhang y Dornfeld, 2007). Por lo tanto, determinar la demanda energética de la mano de obra humana es crucial para realizar evaluaciones energéticas precisas y para promover prácticas sostenibles en diversos sectores (Rocco y Colombo, 2016).

El índice de consumo establecido por equipo (Anexo 3), etapa y proceso en general (Cuadro 9), es el comienzo del estudio de gestión, control y uso racional de la energía. Por lo que, el control y la gestión del consumo eléctrico en conjunto con la mano de obra, son cruciales para optimizar el uso de la energía y se requiere la implementación de estrategias y acciones. En este sentido, Tantidham et al. (2018), proponen un método que utiliza datos históricos de consumo para predecir las necesidades futuras de electricidad y desarrollar estrategias de control para diferentes grupos de equipos eléctricos. Este enfoque aborda la complejidad de administrar

diversos dispositivos eléctricos y tiene como objetivo mejorar el control sobre el consumo de electricidad.

En términos de consulta y monitoreo del uso de electricidad, han sido utilizados métodos que permiten a los usuarios consultar de manera flexible el consumo de electricidad de dispositivos específicos durante un período de tiempo. Este sistema actualiza los registros en tiempo real, proporcionando a los usuarios información precisa y adecuada sobre su consumo de electricidad (Avancini et al., 2021). Asimismo, han sido utilizados aparatos y métodos para medir el consumo de electricidad, lo cual implica detectar valores de consumo y ajustarlos en función de las variaciones de voltaje. Este método garantiza una medición precisa y puede ser crucial tanto para los consumidores como para los proveedores de servicios públicos (Kavousian et al., 2013). La predicción del consumo eléctrico es otro factor crítico, como lo destacan Chen et al. (2018), que utilizan un método de funciones para identificar factores de impacto efectivo que influyen en el consumo de electricidad. Al incorporar estos factores en un modelo predictivo, el método mejora la precisión y velocidad de predicción, convirtiéndolo en una herramienta valiosa para el manejo de energía. También la E_{LH} puede ser reducida a partir de la planificación del tiempo, concentrando las cargas laborales y aprovechando eficazmente los espacios de trabajo (Schor, 2005). Asimismo, los avances tecnológicos pueden reducir la mano de obra y conducir a métodos de producción más eficientes (Pashkov, 2007).

En general, el consumo de energía en los bioprocesos está influido por los métodos y tecnologías específicas empleados, la escala de operaciones y la necesidad de un control preciso de las condiciones ambientales. Por lo que, la optimización y la gestión estratégica de la energía son esenciales para mejorar la eficiencia y sustentabilidad de los procesos. La investigación subraya la importancia de seleccionar las tecnologías adecuadas y emplear técnicas de optimización avanzadas para minimizar el uso de energía mientras se mantiene la eficacia del proceso. Los resultados de esta investigación representan las bases para un posterior estudio energético y un proceso de optimización con un enfoque sustentable que permita

buscar e implementar estrategias que contribuyan a reducir los costos de energía y hacer un uso racional de recursos.

CONCLUSIONES

Trametes maxima CU1 fue la cepa fúngica con mayor potencial decolorante sobre los colorantes sintéticos y el efluente real evaluados en la presente investigación. Tras un exhaustivo análisis de cuatro cepas de basidiomicetos lignolíticos nativos de México y una de colección, *T. maxima* CU1 exhibió la mayor capacidad decolorante en medio sólido, asociada a la producción de lacasas de alto potencial redox. Por su parte, la caracterización enzimática reveló la presencia de dos isoformas de lacasa de baja masa molecular en *T. maxima* CU1, enzima clave en el proceso de decoloración. La cepa demostró una notable eficiencia en la remoción de color en el azul reactivo 19, logrando una casi completa desaparición del colorante desde la primera hora de tratamiento. Sin embargo, los colorantes del grupo triarilmetano y azo presentaron porcentajes de decoloración menores al 60%. En el sistema de agua residual real, *T. maxima* CU1 sobresalió por su capacidad de remoción de color, evidenciando diferentes comportamientos en la decoloración debido a la variabilidad estructural de los colorantes y las actividades enzimáticas.

El estudio permitió determinar la energía gastada y establecer un índice de consumo energético por portador, etapa y proceso. La electricidad (8274.92 MJ) fue el portador energético de mayor consumo, seguido del consumo en mano de obra (2589.56MJ).

Así, en base a los resultados obtenidos, se propone a *T. maxima* CU1 como la cepa de mayor potencial para el tratamiento de aguas residuales coloreadas debido a su alto potencial decolorante y presencia de enzimas lignolíticas eficientes. La biorremediación con esta cepa fúngica representa una alternativa sostenible y eficaz para la gestión de este tipo de efluentes, contribuyendo a la protección ambiental y la salud pública.

RECOMENDACIONES

Realizar una comparación de la decoloración en placa de Bran Flakes y Kirk modificado (con y sin sulfato de cobre como inductor). Esto mismo para las cinéticas de actividad enzimática y los análisis electroforéticos para observar la expresión de las diferentes lacasas en cepas nativas. Además, se recomienda la realización de zimogramas para observar presencia de MnP y LiP.

Análisis de toxicidad en otro sistema biológico como lombrices o eritrocitos ya que durante el ensayo fue encontrada una poca viabilidad de germinación.

Decoloración de tintes sintéticos empleando todas las cepas nativas para verificar patrones de degradación.

Someter los productos degradados a un análisis de cromatografía (HPLC) para la identificación de compuestos generados después de la intervención enzimática.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abd El-Rahim, W. M., Moawad, H., Azeiz, A. Z. A., y Sadowsky, M. J. (2021). *Biodegradation of azo dyes by bacterial or fungal consortium and identification of the biodegradation products*. The Egyptian Journal of Aquatic Research, 47(3), 269-276. doi.org/10.1016/j.ejar.2021.06.002
- Adam, A., Saffaj, N., y Mamouni, R. (2022). *Incorporating a viable renewable-energy system towards industrial effluent treatment & reuse: A short review*. British Journal of Environmental Studies, 2(2), 20-23. doi.org/10.32996/bjes.2022.2.2.4
- Afrin, S., Shuvo, H. R., Sultana, B., Islam, F., Rus'd, A. A., Begum, S., y Hossain, M. N. (2021). *The degradation of textile industry dyes using the effective bacterial consortium*. Heliyon, 7(10), e08102. doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e08102
- Ai, M. Q., Wang, F. F., y Huang, F. (2015). *Purification and characterization of a thermostable laccase from Trametes trogii and its ability in modification of kraft lignin*. Journal of Microbiology and Biotechnology, 25(8), 1361-1370. doi.org/10.4014/jmb.1502.02022
- Alam, R., Ardiati, F. C., Solihat, N. N., Alam, M. B., Lee, S. H., Yanto, D. H. Y., ... y Kim, S. (2021). *Biodegradation and metabolic pathway of anthraquinone dyes by Trametes hirsuta D7 immobilized in light expanded clay aggregate and cytotoxicity assessment*. Journal of Hazardous Materials, 405, 124176. doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.124176
- Al-Etaibi, A. M., y El-Asasery, M. A. (2020). *A comprehensive review on the synthesis and versatile applications of biologically active pyridone-based disperse dyes*. International Journal of Environmental Research and Public Health, 17(13), 4714. doi.org/10.3390/ijerph17134714
- Al-Tohamy, R., Ali, S. S., Li, F., Okasha, K. M., Mahmoud, Y. A. G., Elsamahy, T., ... y Sun, J. (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, 113160. doi.org/10.1016/j.ecoenv.2021.113160
- Amalina, F., Abd Razak, A. S., Krishnan, S., Zularisam, A. W., y Nasrullah, M. (2022).

- Dyes removal from textile wastewater by agricultural waste as an absorbent– a review.* Cleaner Waste Systems, 3, 100051. doi.org/10.1016/j.clwas.2022.100051
- Ambatkar, N., Jadhav, D. D., Nandi, S., Kumbhar, P., y Kommoju, P. R. (2022). *Optimized process for the production of fungal peroxidases and efficient saccharification of pre-treated rice straw.* Bioresource Technology Reports, 17, 100913. doi.org/10.1016/j.biteb.2021.100913
- An, Q., Zhou, Z. G. W., Guo, S., Chen, Z., Yuan, Y. N., Sun, X. Q., ... & Han, M. L. (2023). Laccase produced by *Coriolopsisistrogii* and *Cerrena unicolor* with the mixed of metal ions and lignocellulosic materials. *BioResources*, 18(2), 3895.
- Anita, S. H., Ardiati, F. C., Ramadhan, K. P., Laksana, R. P. B., Sari, F. P., Nurhayat, O. D., y Yanto, D. H. Y. (2022). *Decolorization of Synthetic Dyes by Tropical Fungi Isolated from Taman Eden 100, Toba Samosir, North Sumatra, Indonesia.* HAYATI Journal of Biosciences, 29(4), 417-427. doi.org/10.4308/hjb.29.4.417-427
- Arregui, L., Ayala, M., Gómez-Gil, X., Gutiérrez-Soto, G., Hernández-Luna, C. E., Herrera De Los Santos, M., ... y Valdez-Cruz, N. A. (2019). *Laccases: structure, function, and potential application in water bioremediation.* Microbial cell factories, 18, 1-33. doi.org/10.1186/s12934-019-1248-0
- Asaithambi, P., Yesuf, M. B., Govindarajan, R., Hariharan, N. M., Thangavelu, P., y Alemayehu, E. (2022). *A review of hybrid process development based on electrochemical and advanced oxidation processes for the treatment of industrial wastewater.* International Journal of Chemical Engineering, 2022. doi.org/10.1155/2022/1105376
- Asgher, M. (2011). *Biosorption of Reactive Dyes: A Review.* Water, Air, & Soil Pollution, 223(5), 2417–2435. doi:10.1007/s11270-011-1034-z
- Astuti, A. D., y Yustiani, Y. M. (2022). *Application of Dried Fungus in Textile Wastewater.* Textile Wastewater Treatment, 349-369. doi.org/10.1007/978-981-19-2832-1_13
- Avancini, D. B., Rodrigues, J. J., Rabêlo, R. A., Das, A. K., Kozlov, S., y Solic, P. (2021). *A new IoT-based smart energy meter for smart grids.* International Journal of

- Energy Research*, 45(1), 189-202. <https://doi.org/10.1002/er.5177>
- Azanaw, A., Birlie, B., Teshome, B., yJemberie, M. (2022). *Textile effluent treatment methods and eco-friendly resolution of textile wastewater*. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 6, 100230. doi.org/10.1016/j.cscee.2022.100230
- Badawi, A. K., y Zaher, K. (2021). *Hybrid treatment system for real textile wastewater remediation based on coagulation/flocculation, adsorption and filtration processes: Performance and economic evaluation*. *Journal of Water Process Engineering*, 40, 101963. doi.org/10.1016/j.jwpe.2021.101963
- Belal, R. M., Zayed, M. A., El-Sherif, R. M., y Abdel Ghany, N. A. (2021). *Advanced electrochemical degradation of basic yellow 28 textile dye using IrO₂/Ti meshed electrode in different supporting electrolytes*. *Journal of Electroanalytical Chemistry*, 882, 114979. [doi:10.1016/j.jelechem.2021.114979](https://doi.org/10.1016/j.jelechem.2021.114979)
- Ben MH, Ayed AY, Mosrati R, Corroler D, Ghedira K, Barillier D, Chekir GL (2010) Acid Violet 7 and its biodegradation products induce chromosome aberrations, lipid peroxidation, and cholinesterase inhibition in mouse bone marrow. *Environ Sci Pollut Res Int* 177:1371–1378. doi.org/10.1007/s11356-010-0323-1
- Benkhaya, S., M'rabet, S., Lgaz, H., El Bachiri, A., & El Harfi, A. (2022). *Dyes: Classification, Pollution, and Environmental Effects*. In *Dye Biodegradation, Mechanisms and Techniques* (pp. 1-50). Springer, Singapore. doi.org/10.1007/978-981-16-5932-4_1
- Bettin, F., Cousseau, F., Martins, K., Zaccaria, S., Girardi, V., Silveira, M. M. D., y Dillon, A. J. P. (2019). *Effects of pH, temperature and agitation on the decolourisation of dyes by laccase-containing enzyme preparation from *Pleurotus sajor-caju**. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 62, e19180338. doi.org/10.1590/1678-4324-2019180338
- Bhatia, D., Sharma, N. R., Singh, J., y Kanwar, R. S. (2017). *Biological methods for textile dye removal from wastewater: A review*. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 47(19), 1836-1876. doi.org/10.1080/10643389.2017.1393263

- Bilal, M., Asgher, M., Parra-Saldivar, R., Hu, H., Wang, W., Zhang, X., y Iqbal, H. M. (2017). *Immobilized ligninolytic enzymes: an innovative and environmental responsive technology to tackle dye-based industrial pollutants—a review*. *Science of the Total Environment*, 576, 646-659.doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.10.137
- Brazkova, M., Koleva, R., Angelova, G., y Yemendzhiev, H. (2022). *Ligninolytic enzymes in Basidiomycetes and their application in xenobiotics degradation*. *In BIO Web of Conferences* (Vol. 45, p. 02009). EDP Sciences.doi.org/10.1051/bioconf/20224502009
- Bucchieri, D., Mangiagalli, M., Martani, F., Butti, P., Lotti, M., Serra, I., & Branduardi, P. (2024). A novel laccase from *Trametes polyzona* with high performance in the decolorization of textile dyes. *AMB Express*, 14(1), 32. <https://doi.org/10.1186/s13568-024-01687-3>
- Chakraborty, S., Chowdhury, S., y Das Saha, P. (2012). *Biosorption of hazardous textile dyes from aqueous solutions by hen feathers: Batch and column studies*. *Korean Journal of Chemical Engineering*, 29(11), 1567–1576. [doi:10.1007/s11814-012-0049-5](https://doi.org/10.1007/s11814-012-0049-5)
- Chauhan, R. (2019). *Nitrogen sources and trace elements influence Laccase and peroxidase enzymes activity of *Grammothelefuligo**. *Vegetos*, 32(3), 316-323. doi.org/10.1007/s42535-019-00049-w
- Chaurasia, P. K., Yadav, R. S., y Yadava, S. (2014). *Purification and characterization of yellow laccase from *Trametes hirsuta* MTCC-1171 and its application in synthesis of aromatic aldehydes*. *Process Biochemistry*, 49(10), 1647-1655. doi.org/10.1016/j.procbio.2014.06.016
- Chen, K., Jiang, J., Zheng, F., & Chen, K. (2018). A novel data-driven approach for residential electricity consumption prediction based on ensemble learning. *Energy*, 150, 49-60.<https://doi.org/10.1016/j.energy.2018.02.028>
- Chen, S. H., Cheow, Y. L., Ng, S. L., y Ting, A. S. Y. (2019). *Biodegradation of Triphenylmethane Dyes by Non-white Rot Fungus *Penicillium simplicissimum*: Enzymatic and Toxicity Studies*. *International Journal of Environmental Research*. [doi:10.1007/s41742-019-00171-2](https://doi.org/10.1007/s41742-019-00171-2)

- Chequer FMD, Angeli JPF, Ferraz ERA, Tsuboy MS, Marcarini JC, Mantovani MS, Oliveira DP (2009) *The Azo dyes disperse red 1 and disperse orange 1 increase the micronuclei frequencies in human lymphocytes and in HepG2 cells*. *Mutat Res* 676:83–86. doi.org/10.1016/j.mrgentox.2009.04.004
- Chhabra, M., Mishra, S., y Sreekrishnan, T. R. (2015). *Immobilized laccase mediated dye decolorization and transformation pathway of azo dye acid red 27*. *Journal of Environmental Health Science and Engineering*, 13(1), 1-9. doi.org/10.1186/s40201-015-0192-0
- Chowdhury, I. R., y Summerscales, J. (2023). Cool-Clave—An Energy Efficient Autoclave. *Journal of Composites Science*, 7(2), 82. https://doi.org/10.3390/jcs7020082
- Christie, R., y Abel, A. (2021). Cationic (Basic) dye complex pigments. *Physical Sciences Reviews*, 6(10), 557-567. doi.org/10.1515/psr-2020-0155
- Churata Salcedo, L. M. (2018). *Degradación del colorante azoico textil naranja II por el método de Fotocatálisis Heterogénea*.
- Cortázar-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), 187-199.
- Crini, G., y Lichtfouse, E. (2018). *Advantages and disadvantages of techniques used for wastewater treatment*. *Environmental Chemistry Letters*. doi:10.1007/s10311-018-0785-9
- Cruz Bolivar, N. C., y Pari Ventura, E. (2019). *Efecto de las sales de hierro en la decoloración de aguas contaminadas con el colorante azoico red 80 por el proceso fenton*, Arequipa-2019.
- Dąbrowski, W., Żyłka, R., y Rynkiewicz, M. (2016). Evaluation of energy consumption in agro-industrial wastewater treatment plant. *Journal of Ecological Engineering*, 17(3), 73-78. 10.12911/22998993/63306
- Danouche, M., EL Arroussi, H., y El Ghachtouli, N. (2021). *Mycoremediation of synthetic dyes by yeast cells: a sustainable biodegradation approach*. *Environmental Sustainability*, 4(1), 5-22. doi.org/10.1007/s42398-

020-00150-w

- De Araújo, C. A. V., Contato, A. G., Aranha, G. M., Maciel, G. M., Haminiuk, C. W. I., Inácio, F. D., ... y de Souza, C. G. M. (2020). *Biodiscoloration, detoxification and biosorption of Reactive Blue 268 by Trametes sp. M3: a strategy for the treatment of textile effluents*. *Water, Air, & Soil Pollution*, 231, 1-11. doi.org/10.1007/s11270-020-04723-7
- Dhatrika, S., y Pravin Reddy, T. (2015). *Decolorization and Biosorption of Dyes Using Aspergillus Sp.* In *Biotechnology and Bioforensics* (pp. 23-33). Springer, Singapore. doi.org/10.1007/978-981-287-050-6_3
- Donkadokula, N. Y., Kola, A. K., Naz, I., y Saroj, D. (2020). *A review on advanced physico-chemical and biological textile dye wastewater treatment techniques*. *Reviews in environmental science and bio/technology*, 19(3), 543-560. doi.org/10.1007/s11157-020-09543-z
- Durán-Sequeda, D., Suspes, D., Maestre, E., Alfaro, M., Perez, G., Ramírez, L., ... y Sierra, R. (2021). *Effect of nutritional factors and copper on the regulation of laccase enzyme production in Pleurotus ostreatus*. *Journal of Fungi*, 8(1), 7. doi.org/10.3390/jof8010007
- Eichlerová, I., y Baldrian, P. (2020). *Ligninolytic enzyme production and decolorization capacity of synthetic dyes by saprotrophic white rot, brown rot, and litter decomposing Basidiomycetes*. *Journal of Fungi*, 6(4), 301. doi.org/10.3390/jof6040301
- Ekanayake, M. S., y Manage, P. (2022). *Mycoremediation Potential of Synthetic Textile Dyes by Aspergillus niger via Biosorption and Enzymatic Degradation*. *Environment and Natural Resources Journal*, 20(3), 234-245. Doi.10.32526/enrj/20/202100171
- El Qada, E. N., Allen, S. J., y Walker, G. M. (2008). *Adsorption of basic dyes from aqueous solution onto activated carbons*. *Chemical Engineering Journal*, 135(3), 174–184. doi:10.1016/j.cej.2007.02.023
- Ensani, M., Mojerlou, S., y Zamani, S. M. (2023). *Enhanced laccase activity in Trametes versicolor (L.: Fr.) Pilát by host substrate and copper*. *Brazilian Journal of Microbiology*, 54(3), 1565-1572. doi.org/10.1007/s42770-023-

01096-x

- Erdem, Ö., y Cihangir, N. (2018). *Color removal of some textile dyes from aqueous solutions using Trametes versicolor*. Hacettepe Journal of Biology and Chemistry, 45(4), 499-507.
- Escobar, B., Cunha, A., y Simões, R. (2022). *Treatment of Industrial Effluents by the Microalgae Selenastrum Sp.* KnEMaterialsScience, 126-135. doi.org/10.18502/kms.v7i1.11616
- Eugenio, M. E., Carbajo, J. M., Martín, J. A., González, A. E., y Villar, J. C. (2009). *Laccase production by Pycnoporus sanguineus under different culture conditions*. Journal of Basic Microbiology, 49(5), 433-440. doi.org/10.1002/jobm.200800347
- Falade, A. O., Nwodo, U. U., Iweriebor, B. C., Green, E., Mabinya, L. V., y Okoh, A. I. (2017). *Lignin peroxidase functionalities and prospective applications*. MicrobiologyOpen, 6(1), e00394. doi.org/10.1002/mbo3.394
- Farrell, M. J. (2012). *Sustainable cotton dyeing*. North Carolina State University.
- FField, J. A., Vledder, R. H., Van Zelst, J. G., yRulkens, W. H. (1996). *The tolerance of lignin peroxidase and manganese-dependent peroxidase to miscible solvents and the in vitro oxidation of anthracene in solvent: water mixtures*. Enzyme and Microbial Technology, 18(4), 300-308. doi.org/10.1016/0141-0229(95)00109-3
- Fobiri, G. K. (2022). *Synthetic dye application in textiles: A review on the efficacies and toxicities involved*. Text. LeatherRev, 5, 180-198. doi.org/10.31881/TLR.2022.22
- García-Hernández, M. A., Villarreal-Chiu, J. F., y Garza-González, M. T. (2017). *Metallophilic fungi research: an alternative for its use in the bioremediation of hexavalent chromium*. International Journal of Environmental Science and Technology, 14(9), 2023-2038. doi.org/10.1007/s13762-017-1348-5
- Garfin, D. E. (1990). [33] *One-dimensional gel electrophoresis*. In Methods in enzymology (Vol. 182, pp. 425-441). Academic Press. doi.org/10.1016/0076-6879(90)82035-Z
- Gautam, R. L., Singh, S., Kumari, S., Gupta, A., yNaraian, R. (2019). *Basic mechanism of lignocellulose mycodegradation*. In Mycodegradation of

- Lignocelluloses (pp. 1-22). Springer, Cham.doi.org/10.1007/978-3-030-23834-6_1
- Ghobadi Nejad, Z., Borghei, S. M., yYaghmaei, S. (2019). *Biodegradation of synthetic dye using partially purified and characterized laccase and its proposed mechanism*. International Journal of Environmental Science and Technology, 16(12), 7805-7816.doi.org/10.1007/s13762-019-02226-5
- Giap, V. D., y QUynh, D. T. (2021). *Investigation of lignin peroxidase (LiP) produciton from fungi grown on liquid culture medium*. Vietnam Journal of Biotechnology, 19(4), 771-778.doi.org/10.15625/1811-4989/15738
- Glazunova, O. A., Shakhova, N. V., Psurtseva, N. V., Moiseenko, K. V., Kleimenov, S. Y., y Fedorova, T. V. (2018). *White-rot basidiomycetes Junghuhnia nitida and Steccherinum bourdotii: Oxidative potential and laccase properties in comparison with Trametes hirsuta and Coriolopsis scaperata*. PLoS One, 13(6), e0197667.doi.org/10.1371/journal.pone.0197667
- Glazunova, O. A., Trushkin, N. A., Moiseenko, K. V., Filimonov, I. S., y Fedorova, T. V. (2018). *Catalytic efficiency of basidiomycete laccases: redox potential versus substrate-binding pocket structure*. Catalysts, 8(4), 152.doi.org/10.3390/catal8040152
- Gramss, G. (2017). *Reappraising a controversy: Formation and role of the azodication (ABTS²⁺) in the laccase-ABTS catalyzed breakdown of lignin*. Fermentation, 3(2), 27.doi.org/10.3390/fermentation3020027
- Grassi, E., Scodeller, P., Filiel, N., Carballo, R., & Levin, L. (2011). Potential of Trametes trogii culture fluids and its purified laccase for the decolorization of different types of recalcitrant dyes without the addition of redox mediators. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 65(4), 635-643.
- Gutiérrez-Soto, G., Medina-Gonzalez, G. E., Treviño-Ramírez, J. E., y Hernández-Luna, C. E. (2015). *Native macrofungi that produce lignin-modifying enzymes, cellulases, and xylanases with potential biotechnological applications*. BioResources, 10(4), 6676-6689. [Doi.10.15376/biores.10.4.6676-6689](https://doi.org/10.15376/biores.10.4.6676-6689)
- Han, M. L., An, Q., Ma, K. Y., An, W. N., Hao, W. Y., Liu, M. Y., ... y Bian, L. S. (2021).

- A comparative study on the laccase activity of four basidiomycete fungi with different lignocellulosic residues via solid-state fermentation.* BioResources, 16(2), 3017-3031. Doi.10.15376/biores.16.2.3017-3031
- Harry-Asobara, J. L., y Kamei, I. (2019). *Characteristics of white-rot fungus Phlebiabrevispora TMIC33929 and its growth-promoting bacterium Enterobacter sp. TN3W-14 in the decolorization of dye-contaminated water.* Applied biochemistry and biotechnology, 189(4), 1183-1194. doi.org/10.1007/s12010-019-03062-6
- Herath, I. S., Udayanga, D., Jayasanka, D. J., & Hewawasam, C. (2023). Textile dye decolorization by white rot fungi—A review. *Bioresource Technology Reports*, 101687. Doi. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2023.101687>
- Hernández-Luna, C. E., Gutiérrez-Soto, G., y Salcedo-Martínez, S. M. (2008). *Screening for decolorizing basidiomycetes in Mexico.* World Journal of Microbiology and Biotechnology, 24(4), 465-473. doi.org/10.1007/s11274-007-9495-3
- Hirai, H., Misumi, K., Suzuki, T., y Kawagishi, H. (2013). *Improvement of manganese peroxidase production by the hyper lignin-degrading fungus Phanerochaetesordida YK-624 by recombinant expression of the 5-aminolevulinic acid synthase gene.* Current microbiology, 67, 708-711. doi.org/10.1007/s00284-013-0428-0
- Holkar, C. R., Jadhav, A. J., Pinjari, D. V., Mahamuni, N. M., y Pandit, A. B. (2016). *A critical review on textile wastewater treatments: possible approaches.* Journal of environmental management, 182, 351-366. doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.07.090
- Holmberg, S., Rodriguez-Delgado, M., Milton, R. D., Ornelas-Soto, N., Minteer, S. D., Parra, R., y Madou, M. J. (2015). *Bioelectrochemical study of thermostable pycnoporus sanguineus CS43 laccase bioelectrodes based on pyrolytic carbon nanofibers for bioelectrocatalytic O₂ reduction.* ACS Catalysis, 5(12), 7507-7518. doi.org/10.1021/acscatal.5b01600
- Ike, P. T. L., Birolli, W. G., Dos Santos, D. M., Porto, A. L. M., y Souza, D. H. F. (2019). *Biodegradation of anthracene and different PAHs by a yellow laccase from*

- Leucoagaricusgongylophorus*. Environmental Science and Pollution Research, 26, 8675-8684.doi.org/10.1007/s11356-019-04197-z
- Illuri, R., Kumar, M., Eyini, M., Veeramanikandan, V., Almaary, K. S., Elbadawi, Y. B., ... y Balaji, P. (2021). *Production, partial purification and characterization of ligninolytic enzymes from selected basidiomycetes mushroom fungi*. Saudi Journal of Biological Sciences, 28(12), 7207-7218.doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.08.026
- Islam, M. T., Islam, T., Islam, T., yRepon, M. R. (2022). Synthetic dyes for textile colouration: process, factors and environmental impact. *Textile and leather review.*, 5, 327-373. Doi.10.31881/TLR.2022.27
- Ismail, S. A., Ang, W. L., y Mohammad, A. W. (2021). *Electro-Fenton technology for wastewater treatment: A bibliometric analysis of current research trends, future perspectives and energy consumption analysis*. Journal of Water Process Engineering, 40, 101952.doi.org/10.1016/j.jwpe.2021.101952
- Jadhav, S. V., y Math, N. (2022). *Bioremediation of malachite green and crystal violet dyes by Phanerochaetechrysosporium white rot fungus*.
- Jager, D., Kupka, D., Vaclavikova, M., Ivanicova, L., y Gallios, G. (2018). *Degradation of Reactive Black 5 by electrochemical oxidation*. Chemosphere, 190, 405-416. doi.org/10.1016/j.chemosphere.2017.09.126
- Jahan, S., y Singh, A. (2023). *Causes and Impact of Industrial Effluents on Receiving Water Bodies: A Review*. Malaysian Journal of Science and Advanced Technology, 111-121. doi.org/10.56532/mjsat.v3i2.144
- Jerič, T., Le Marechal, A. M., Kavšek, D., y Vončina, D. B. (2009). *Chemometric characterization of textile waste waters from different processes*. Nova Biotechnologica, 9(2), 155-160.
- Jha, H. (2019). *Fungal diversity and enzymes involved in lignin degradation*. In Mycodegradation of Lignocelluloses (pp. 35-49). Springer, Cham.doi.org/10.1007/978-3-030-23834-6_3
- Johari, W. L. W., Isa, R. I. M., Ghazali, N., Arif, N. M., y Shukor, M. Y. A. (2014). *Decolorization of Azo Dyes by Local Microorganisms*. In From Sources to Solution (pp. 357-361). Springer, Singapore.doi.org/10.1007/978-981-4560-

- Jović, J., Buntić, A., Radovanović, N., Petrović, B., y Mojović, L. (2018). *Lignin-degrading abilities of novel autochthonous fungal isolates *Trametes hirsuta* F13 and *Stereumgausapatum* F28*. Food technology and biotechnology, 56(3), 354. Doi.10.17113/ftb.56.03.18.5348
- Kavousian, A., Rajagopal, R., y Fischer, M. (2013). Determinants of residential electricity consumption: Using smart meter data to examine the effect of climate, building characteristics, appliance stock, and occupants' behavior. *Energy*, 55, 184-194.https://doi.org/10.1016/j.energy.2013.03.086
- Kanagaraj, J., Senthilvelan, T., y Panda, R. C. (2015). *Degradation of azo dyes by laccase: biological method to reduce pollution load in dye wastewater*. Clean Technologies and Environmental Policy, 17, 1443-1456.doi.org/10.1007/s10098-014-0869-6
- Kartal, M. T., Kılıç Depren, S., y Ayhan, F. (2023). *Natural gas supply cuts and searching alternatives in Germany: A disaggregated level energy consumption analysis for environmental quality by time series approaches*. Environmental Science and Pollution Research, 30(41), 93546-93563.doi.org/10.1007/s11356-023-28959-y
- Kiani, R., Mirzaei, F., Ghanbari, F., Feizi, R., yMehdipour, F. (2020). *Real textile wastewater treatment by a sulfate radicals-Advanced Oxidation Process: Peroxydisulfate decomposition using copper oxide (CuO) supported onto activated carbon*. Journal of Water Process Engineering, 38, 101623.doi.org/10.1016/j.jwpe.2020.101623
- Kirk, T. K., Schultz, E., Connors, W. J., Lorenz, L. F., yZeikus, J. G. (1978). *Influence of culture parameters on lignin metabolism by *Phanerochaetechrysosporium**. Archives of microbiology, 117, 277-285. doi.org/10.1007/BF00738547
- Kishor, R., Saratale, G. D., Saratale, R. G., Ferreira, L. F. R., Bilal, M., Iqbal, H. M., y Bharagava, R. N. (2021). *Efficient degradation and detoxification of methylene blue dye by a newly isolated ligninolytic enzyme producing bacterium *Bacillus albus* MW407057*. Colloids and Surfaces B: Biointerfaces, 206,

111947.doi.org/10.1016/j.colsurfb.2021.111947

- Kumari, A. (2015). *Biodegradation of dyes by Basidiomycetes fungi using HPLC and UV-Visible Spectrophotometer*. *Journal of Chemistry*, 4(1), 31-742.
- Kunjadia, P. D., Patel, F. D., Nagee, A., Mukhopadhyaya, P. N., y Dave, G. S. (2012). *Crystal violet (triphenylmethane dye) decolorization potential of Pleurotus ostreatus (MTCC 142)*. *BioResources*, 7(1), 1189-1199.
- Levin, L. N., Hernández-Luna, C. E., Niño-Medina, G., García-Rodríguez, J. P., López-Sandin, I., Méndez-Zamora, G., y Gutiérrez-Soto, G. (2019). *Decolorization and detoxification of synthetic dyes by mexican strains of trametes sp.* *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 16(23), 4610.doi.org/10.3390/ijerph16234610
- Li, W.Y, Chen F.F, Wang, S.L. (2010). *Binding of reactive brilliant red to human serum albumin: insights into the molecular toxicity of sulfonic azo dyes*. *ProteinPeptLett* 175:621–629. doi.org/10.2174/092986610791112756
- López-Sandin, I., Rodríguez-Jasso, R. M., y Ruiz, H. A. (2023). *Energy Integration of the Hydrothermal Pretreatment of Food Waste in Terms of a Sustainable Biorefinery*. In *Food Waste Conversion* (pp. 125-143). New York, NY: Springer US. doi.org/10.1007/978-1-0716-3303-8_9
- Lozano-Álvarez, J. A., Marañón-Ruiz, V. F., Jáuregui-Rincón, J., Medina-Ramírez, I., Salinas-Gutiérrez, R., y Frausto-Reyes, C. (2019). *Remoción de colorantes azo con alginato: Relación entre estructura de colorante y eficiencia de remoción*. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 35(1), 223-236.doi.org/10.20937/rica.2019.35.01.16
- Lu, Y., Lu, Y. C., Hu, H. Q., Xie, F. J., Wei, X. Y., & Fan, X. (2017). *Structural characterization of lignin and its degradation products with spectroscopic methods*. *Journal of Spectroscopy*, 2017.doi.org/10.1155/2017/8951658
- Magalhães, F. F., Pereira, A. F., Cristóvão, R. O., Barros, R. A., Faria, J. L., Silva, C. G., ... y Tavares, A. P. (2024). *Recent Developments and Challenges in the Application of Fungal Laccase for the Biodegradation of Textile Dye Pollutants*. *Mini-Reviews in Organic Chemistry*, 21(6), 609-632.doi.org/10.2174/1570193X20666221104140632

- Mahapatra, N. N. (2016). *Textile dyes*. CRC press.
- Malmodin, J. (2023, June). Just measure IT!-Electricity consumption measurements of electronic devices and estimates of datacenter and network services for one household. In *2023 International Conference on ICT for Sustainability (ICT4S)* (pp. 35-45). IEEE.<http://doi:10.1109/ICT4S58814.2023.00013>
- Manavalan, T., Manavalan, A., y Heese, K. (2014). *Characterization of Lignocellulolytic Enzymes from White-Rot Fungi*. *Current Microbiology*, 70(4), 485–498. <http://doi:10.1007/s00284-014-0743-0>
- Mani S, Bharagava RN (2010) *3 Textile industry wastewater environmental and health hazards and treatment approaches*, pp 47–69
- Manickam, M., Giridharan, B., y Kumar, M. S. K. (2022). *Microbial Diversity and Physio-Chemical Characterization and Treatment of Textiles Effluents*. In *Environmental Degradation: Challenges and Strategies for Mitigation* (pp. 253-266). Cham: Springer International Publishing.doi.org/10.1007/978-3-030-95542-7_12
- Mehta, P., Lang, A. H., y Schwab, D. J. (2016). Landauer in the age of synthetic biology: energy consumption and information processing in biochemical networks. *Journal of Statistical Physics*, 162, 1153-1166. <https://doi.org/10.1007/s10955-015-1431-6>
- Marcano, D. (1990). *Introducción a la química de los colorantes*. Reverte Venezolana.
- Merino-Restrepo, A., Mejía-Otálvaro, F., Velásquez-Quintero, C., y Hormaza-Anaguano, A. (2020). *Evaluation of several white-rot fungi for the decolorization of a binary mixture of anionic dyes and characterization of the residual biomass as potential organic soil amendment*. *Journal of environmental management*, 254, 109805. doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.109805
- MIGUEL, A. L. (2015). *Estudio del proceso de degradación electroquímica de colorantes tipo ftalocianina en matrices acuosas contaminadas con azul lanasol 8g*. CENTRO.
- Mondal, P. K., y Chauhan, B. (2011). *Biodegradation of Azo Dyes from Wastewater*. *Environmental Chemistry for a Sustainable World*, 255–275. [doi:10.1007/978-](https://doi.org/10.1007/978-)

- Montoya, S., Sánchez, O. J., y Levin, L. (2014). *Evaluación de actividades endoglucanasa, exoglucanasa, lacasa y lignina peroxidasa en diez hongos de pudrición blanca*. *Biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial*, 12(2), 115-124.
- Motamedi, E., Kavousi, K., Motahar, S. F. S., Ghaffari, M. R., Mamaghani, A. S. A., Salekdeh, G. H., y Ariaeenejad, S. (2021). *Efficient removal of various textile dyes from wastewater by novel thermo-halotolerant laccase*. *Bioresource Technology*, 337, 125468. doi.org/10.1016/j.biortech.2021.125468
- Moyo, S., Makhanya, B. P., y Zwane, P. E. (2022). *Use of bacterial isolates in the treatment of textile dye wastewater: A review*. *Heliyon*, e09632. doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e09632
- Moubasher, H., Tammam, A. M., y Mohamed, M. S. (2024). *Green Energy Generation Using Microbial Laccase Enzyme*. *AgriculturaeConspectusScientificus*, 89(1), 1-6.
- Muloiwa, M., Dinka, M. O., y Nyende-Byakika, S. (2023). *Modelling and optimization of energy consumption in the activated sludge biological aeration unit*. *Water Practice & Technology*, 18(1), 140-158. https://doi.org/10.2166/wpt.2022.154
- Naidu, Y., Siddiqui, Y., y Idris, A. S. (2020). *Comprehensive studies on optimization of ligno-hemicellulolytic enzymes by indigenous white rot hymenomyces under solid-state cultivation using agro-industrial wastes*. *Journal of environmental management*, 259, 110056. doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.110056
- Nguyen, T. A., & Juang, R.-S. (2013). *Treatment of waters and wastewaters containing sulfur dyes: A review*. *Chemical Engineering Journal*, 219, 109–117. doi:10.1016/j.cej.2012.12.102
- Okoro, H. K., Orosun, M. M., Oriade, F. A., Momoh-Salami, T. M., Ogunkunle, C. O., Adeniyi, A. G., ... y Ngila, J. C. (2023). *Potentially toxic elements in pharmaceutical industrial effluents: a review on risk assessment, treatment, and management for human health*. *Sustainability*, 15(8), 6974. doi.org/10.3390/su15086974
- Osma, JF, Toca-Herrera, JL, y Rodríguez-Couto, S. (2011). *Análisis de costos en la*

- producción de lacasas*. Revista de gestión ambiental, 92 (11), 2907-2912.
- Osorio, J., y Quintero, J. C. (2018). *Decoloración del colorante industrial Turquesa Erionyl con el hongo de la pudrición blanca de la madera Bjerkanderasp. R1*. Revista Técnica de la Facultad de Ingeniería Universidad del Zulia, 41(1), 32-40.
- Pashkov, N. (2007). Butt low-power induction motors with a reduced material consumption and labor input. *Russian Electrical Engineering*, 78(7). 10.3103/S1068371207070024
- Patel, J., Kumar, R. N., y Kumar, J. N. (2023). *A Comprehensive Review on WasteWater Treatment Technologies with Special Emphasize on Biological Treatments*. Int. J. Life Sci. Pharma Res, 13(2), L112-L124. Doi. 10.22376/ijlpr.2023.13.2.L112-L124
- Peralta, R. M., da Silva, B. P., Côrrea, R. C. G., Kato, C. G., Seixas, F. A. V., y Bracht, A. (2017). *Enzymes from basidiomycetes—peculiar and efficient tools for biotechnology*. In *Biotechnology of microbial enzymes* (pp. 119-149). Academic Press. doi.org/10.1016/B978-0-12-803725-6.00005-4
- Pereira-Patrón, A., Solis-Pereira, S., Lizama-Uc, G., Ramírez-Prado, J. H., Pérez-Brito, D., y Tapia-Tussell, R. (2019). *Molecular characterization of laccase genes from the basidiomycete Trametes hirsuta Bm-2 and analysis of the 5' untranslated region (5' UTR)*. 3 Biotech, 9, 1-12. doi.org/10.1007/s13205-019-1691-y
- Pérez García, P. M., Ibáñez-Calero, S. L., y Escalera Vásquez, R. (2017). *Degradation of synthetic organic dyes in solution by ferrate-hypochlorite or calcium hypochlorite*. Investigación & Desarrollo, 1(17), 43-53. Doi.10.23881/idupbo.017.1-4i
- Périé, F. H., y Gold, M. H. (1991). *Manganese regulation of manganese peroxidase expression and lignin degradation by the white rot fungus Dichomitussqualens*. Applied and Environmental Microbiology, 57(8), 2240-2245. doi.org/10.1128/aem.57.8.2240-2245.1991
- Permpornsakul, P., Prasongsuk, S., Lotrakul, P., Eveleigh, D. E., Kobayashi, D. Y., Imai, T., y Punnapayak, H. (2016). *Biological Treatment of Reactive Black 5 by*

- Resupinate White Rot Fungus Phanerochaetesordida PBU 0057*. Polish Journal of Environmental Studies, 25(3). Doi.10.15244/pjoes/61625
- Pezzella, C., Giacobbe, S., Giacobelli, V. G., Guarino, L., Kylic, S., Sener, M., ... y Piscitelli, A. (2016). *Green routes towards industrial textile dyeing: A laccase based approach*. Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic, 134, 274-279. doi.org/10.1016/j.molcatb.2016.11.016
- Polak, J., Wlizło, K., Pogni, R., Petricci, E., Graż, M., Szałapata, K., ... y Jarosz-Wilkolazka, A. (2020). *Structure and bioactive properties of novel textile dyes synthesised by fungal laccase*. International Journal of Molecular Sciences, 21(6), 2052. doi.org/10.3390/ijms21062052
- Pype, R., Flahaut, S., y Debaste, F. (2019). *On the importance of mechanisms analysis in the degradation of micropollutants by laccases: The case of Remazol Brilliant Blue R*. Environmental technology & innovation, 14, 100324. doi.org/10.1016/j.eti.2019.100324
- Ramírez, L. C. C., y Lozano, L. C. (2020). *Principios físicoquímicos de los colorantes utilizados en microbiología*. Nova, 18(33), 73-100.
- Ramírez-Cavazos, L. I., Junghanns, C., Ornelas-Soto, N., Cárdenas-Chávez, D. L., Hernández-Luna, C., Demarche, P., ... y Parra, R. (2014). *Purification and characterization of two thermostable laccases from Pycnoporus sanguineus and potential role in degradation of endocrine disrupting chemicals*. Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic, 108, 32-42. doi.org/10.1016/j.molcatb.2014.06.006
- Rani, B., Kumar, V., Singh, J., Bisht, S., Teotia, P., Sharma, S., y Kela, R. (2014). *Bioremediation of dyes by fungi isolated from contaminated dye effluent sites for bio-usability*. Brazilian Journal of Microbiology, 45, 1055-1063. doi.org/10.1590/S1517-83822014000300039
- Rehan, M., El-Hawary, N. S., Mashaly, H., El-Shemy, N. S., y El-Sayed, H. (2023). *Concurrent dyeing and finishing of textile fabrics using chemically modified Peanut Red skin extract*. Fibers and Polymers, 24(7), 2357-2365. doi.org/10.1007/s12221-023-00195-8
- Reid TM, Morton KC, Wang CY, King CM (1984) *Mutagenicity of azo dyes*

following metabolism by different reductive/oxidative systems.
Environmentalmutagenesis 65:705–717.

<https://doi.org/10.1002/em.28600605085>

- Riegas-Villalobos, A., Martínez-Morales, F., Tinoco-Valencia, R., Serrano-Carreón, L., Bertrand, B., y Trejo-Hernández, M. R. (2020). *Efficient removal of azo-dye Orange II by fungal biomass absorption and laccase enzymatic treatment*. 3 Biotech, 10(4), 1-10.doi.org/10.1007/s13205-020-2150-5
- Robles, D., y María, R. (2018). *Evaluación enzimática de diferentes cepas de hongos asociados a la biodegradación de lignina con aplicación al proceso de blanqueo de la celulosa*.
- Rocco, M. V., y Colombo, E. (2016). Internalization of human labor in embodied energy analysis: Definition and application of a novel approach based on Environmentally extended Input-Output analysis. *Applied Energy*, 182, 590-601. <https://doi.org/10.1016/j.apenergy.2016.08.148>
- Roşu, L., Gavat, C. C., Varganici, C. D., y Roşu, D. (2017). *Effect of uv irradiation on the dyeing of cotton fabric with reactive blue 204*. Annals of the University of Oradea. Fascicle of Textiles, Leatherwork, 18(2).
- Royer B, Cardoso NF, Lima EC, Vagheti JCP, Simon NM, Calvete T, Veses RC (2009) Applications of Brazilian pine-fruit shell in natural and carbonized forms as adsorbents to removal of methylene blue from aqueous solutions-Kinetic and equilibrium study. *J Hazard Mater* 164(2–3):1213–1222.
- Rubalajyothi, P., Rajendran, A., Gangadhar, L., y Pandiyan, V. (2022). *Chronic Neurological Effects and Photocatalytic Investigation of Azo DyeS*. Neuroscience Informatics, 100049.doi.org/10.1016/j.jhazmat.2008.09.028
- Rudakiya, D. M., Tripathi, A., Gupte, S., y Gupte, A. (2019). *Fungal bioremediation: a step towards cleaner environment*. In *Advancing frontiers in mycology &mycotechnology* (pp. 229-249). Springer, Singapore.
- Rueda-Villabona, J. D., Rueda, A. M., Saavedra, O. L., Hernández, I., Rincón, G., Martínez-Vega, R. A., y Sánchez, C. I. (2021). *Crude enzymatic extract from Dictyopanus pusillus LMB4 as a biotechnological tool for crystal violet*

biodegradation. BioresourceTechnologyReports, 15, 100723.
doi.org/10.1016/j.biteb.2021.100723

- Salazar-López, M., Rostro-Alanis, M. D. J., Castillo-Zacarías, C., Parra-Guardado, A. L., Hernández-Luna, C., Iqbal, H. M., y Parra-Saldivar, R. (2017). *Induced degradation of anthraquinone-based dye by laccase produced from Pycnoporus sanguineus (CS43)*. Water, Air, & Soil Pollution, 228, 1-10. doi.org/10.1007/s11270-017-3644-6
- Salinas Sánchez, S. D., López-Sandin, I., Hernández-Luna, C. E., Contreras-Cordero, J. F., Méndez-Zamora, G., Hernández-Martínez, C. A., y Gutiérrez-Soto, G. (2022). *Uso de cepas de Pycnoporus sanguineus para la producción de enzimas con potencial uso en la industria de la panificación*. Biotecnia, 24(1), 62-68. doi.org/10.18633/biotecnia.v24i1.1529
- Samarghandi, M. R., Dargahi, A., Shabanloo, A., Nasab, H. Z., Vaziri, Y., y Ansari, A. (2020). *Electrochemical degradation of methylene blue dye using a graphite doped PbO₂ anode: optimization of operational parameters, degradation pathway and improving the biodegradability of textile wastewater*. Arabian Journal of Chemistry, 13(8), 6847-6864. doi.org/10.1016/j.arabjc.2020.06.038
- Santos, G., y Carvalho, C. (2022). *Ergonomic Fashion Design: Sustainable Dyes*. Advances in Ergonomics In Design, Usability & Special Populations: Part III, 285.
- Sathya, S., Baskar, V., Subha, K., Dhanasekaran, D., y Priya, N. S. (2021). *Analysis of Physico-Chemical Parameters of Textile Effluent from Sidco, Vijapuram, Alangadu and Rayapuram Polluted Regions in Noyyal River, Tirupur, Tamil Nadu, India*. Asian Pac. J. Health Sci., 2021;8(3):168-172
- Sathya, U., Nithya, M., y Balasubramanian, N. (2019). *Evaluation of advanced oxidation processes (AOPs) integrated membrane bioreactor (MBR) for the real textile wastewater treatment*. Journal of environmental management, 246, 768-775. doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.06.039
- Saxena, G., Kishor, R., Zainith, S., y Bharagava, R. N. (2021). *Environmental contamination, toxicity profile and bioremediation technologies for treatment and detoxification of textile effluent*. In Bioremediation for environmental

- sustainability (pp. 415-434). Elsevier.doi.org/10.1016/B978-0-12-820524-2.00017-1
- Schmidt, C., Berghahn, E., Ilha, V., y Granada, C. E. (2019). *Biodegradation potential of Citrobacter cultures for the removal of amaranth and congo red azo dyes. International Journal of Environmental Science and Technology*. doi:10.1007/s13762-019-02274-x
- Schor, J. B. (2005). Sustainable consumption and worktime reduction. *Journal of industrial ecology*, 9(1-2), 37-50. <https://doi.org/10.1162/1088198054084581>
- Selvan, B. K., Pandiyan, R., Vaishnavi, M., Das, S., yThirunavoukkarasu, M. (2022). *Ameliorative biodegradation of hazardous textile industrial wastewater dyes by potential microalgal sp.* *Biomass Conversion and Biorefinery*, 1-12.doi.org/10.1007/s13399-022-02725-5
- Shakhova, N.V., y Volobuev S.V. (2020). *Revealing new active and biotechnologically perspective producers of oxidative and cellulolytic enzymes among pure cultures of xylotrophic Agaricomycetes from the Southern Non-Chernozem zone of the European part of Russia.* *Current Research in Environmental & Applied Mycology (Journal of Fungal Biology)* 10(1), 113–119. Doi 10.5943/cream/10/1/12
- Shi, K., Liu, Y., Chen, P., y Li, Y. (2020). *Contribution of Lignin Peroxidase, Manganese Peroxidase, and Laccase in Lignite Degradation by Mixed White-Rot Fungi.* *Waste and Biomass Valorization*, 12(7), 3753–3763. doi:10.1007/s12649-020-01275-z
- Shindhal, T., Rakholiya, P., Varjani, S., Pandey, A., Ngo, H. H., Guo, W., ... y Taherzadeh, M. J. (2021). *A critical review on advances in the practices and perspectives for the treatment of dye industry wastewater.* *Bioengineered*, 12(1), 70-87.doi.org/10.1080/21655979.2020.1863034
- Shoukat, R., Khan, S. J., y Jamal, Y. (2019). *Hybrid anaerobic-aerobic biological treatment for real textile wastewater.* *Journal of Water Process Engineering*, 29, 100804.doi.org/10.1016/j.jwpe.2019.100804
- Si, J., Ma, H., Cao, Y., Cui, B., y Dai, Y. (2021). *Introducing a thermo-alkali-stable,*

- metallic ion-tolerant laccase purified from white rot fungus Trametes hirsuta*. *Frontiers in microbiology*, 12, 670163.doi.org/10.3389/fmicb.2021.670163
- Silva, E., Sehr, A., Grummt, T., Oliveira, D., y Leme, D. (2022). *The evaluation of reactive textile dyes regarding their potential to cause organ-specific cyto-and geno-toxicity*. *Ecotoxicology and Environmental Contamination*, 17(1), 60-66.doi.org/10.5132/eec.2022.01.05
- Singh, A. K., Bilal, M., Iqbal, H. M., y Raj, A. (2021). *Lignin peroxidase in focus for catalytic elimination of contaminants—A critical review on recent progress and perspectives*. *International Journal of Biological Macromolecules*, 177, 58-82. doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.02.032
- Singh, G., y Dwivedi, S. K. (2020). *Decolorization and degradation of Direct Blue-1 (Azo dye) by newly isolated fungus Aspergillus terreus GS28, from sludge of carpet industry*. *Environmental Technology & Innovation*, 18, 100751.doi.org/10.1016/j.eti.2020.100751
- Singh, L. (2017). *Biodegradation of synthetic dyes: a mycoremediation approach for degradation/decourization of textile dyes and effluents*. *J Appl BiotechnolBioeng*, 3(5), 430-435. Doi.10.15406/jabb.2017.03.00081
- Sinha, A., y Osborne, W. J. (2016). *Biodegradation of reactive green dye (RGD) by indigenous fungal strain VITAF-1*. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 114, 176–183. doi:10.1016/j.ibiod.2016.06.016
- Sreedharan, V., y Bhaskara Rao, K. V. (2019). *Biodegradation of textile azo dyes. In Nanoscience and biotechnology for environmental applications* (pp. 115-139). Springer, Cham.doi.org/10.1007/978-3-319-97922-9_5
- Su, X., Yang, J., Yuan, H., Liu, C., Tu, R., Liu, P., ... y Zhu, L. (2022). *Directed evolution of laccase for improved thermal stability facilitated by droplet-based microfluidic screening system*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(42), 13700-13708.doi.org/10.1021/acs.jafc.2c05048
- Sumiati, T., y Suryadi, H. (2022). *Isolation of White Rot Fungi from Rotten Wood from Bogor Botanical Garden in Indonesia and its Ligninolytic Enzymes Activity*. *Pharmacognosy Journal*, 14(1).10.5530/pj.2022.14.10

- Suryadi, H., Judono, J. J., Putri, M. R., Eclessia, A. D., Ulhaq, J. M., Agustina, D. N., y Sumiati, T. (2022). *Biodelignification of lignocellulose using ligninolytic enzymes from white-rot fungi*. Heliyon, e08865..doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e08865
- Taha, A. A., Hameed, N. J., y Ali, F. H. (2020). *Degradation of anthracene by immobilizing laccase from Trametes versicolor onto chitosan beads and hyacinth plant*. Al-Mustansiriyah Journal of Science, 31(3), 14-20.doi.org/10.23851/mjs.v31i3.670
- Takur, K. R., Kohli, M., Pande, K., Malik, A., Deshmukh, A., Kayal, A., ... y Kulkarni, N. (2023). *In silico studies disclose the underlying link between binding affinity and redox potential in laccase isoforms*. Journal of Biomolecular Structure and Dynamics, 41(15), 7265-7276.doi.org/10.1080/07391102.2022.2120540
- Talouizte, H., Merzouki, M., Benlemlih, M., yBendriss Amraoui, M. (2020). *Chemical characterization of specific micropollutants from textile industry effluents in Fez City, Morocco*. Journal of Chemistry, 2020, 1-11.doi.org/10.1155/2020/3268241
- Tantidham, T., Ngamsuriyaros, S., Tungamnuayrith, N., Nildam, T., Banthao, K., yIntakot, P. (2018, May). Energy consumption collection design for smart building. In *2018 International Conference on Embedded Systems and Intelligent Technology & International Conference on Information and Communication Technology for Embedded Systems (ICESIT-ICICTES)* (pp. 1-6). IEEE. 10.1109/ICESIT-ICICTES.2018.8442052
- Tavares, M. F., Avelino, K. V., Araújo, N. L., Marim, R. A., Linde, G. A., Colauto, N. B., y do Valle, J. S. (2020). *Decolorization of azo and anthraquinone dyes by crude laccase produced by Lentinus crinitus in solid state cultivation*. Brazilian Journal of Microbiology, 51, 99-106.doi.org/10.1007/s42770-019-00189-w
- Tetianec, L., Chaleckaja, A., Vidziunaite, R., Kulys, J., Bachmatova, I., Marcinkeviciene, L., y Meskys, R. (2014). *Development of a laccase/syringaldazine system for NAD (P) H oxidation*. Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic, 101, 28-34.doi.org/10.1016/j.molcatb.2013.12.013
- Thiribhuvanamala, G., Kalaiselvi, G., Parthasarathy, S., Madhavan, S., y Prakasam, V.

- (2017). *Extracellular secretion of lignocellulolytic enzymes by diverse white rot basidiomycetes fungi*. *Annals of Phytomedicine*, 6(1), 20-29. Doi.10.21276/ap.2017.6.1.4
- Tian, Y., Wu, K., Lin, S., Shi, M., Liu, Y., Su, X., y Islam, R. (2024). *Biodegradation and Decolorization of Crystal Violet Dye by Cocultivation with Fungi and Bacteria*. *ACS omega*.doi.org/10.1021/acsomega.3c06978
- Topac FO, Dindar E, Ucaroglu S, Baskaya HS (2009) *Effect of a sulfonated azo dye and sulfanilic acid on nitrogen transformation processes in soil*. *J Hazard Mater* 1702:1006–1013. doi.org/10.1016/j.jhazmat.2009.05.080
- Tsuboy MS, Angeli JPF, Mantovani MS, Knasmuller S, Umbuzeiro GA, Ribeiro LR (2007) *Genotoxic, mutagenic and cytotoxic effects of the commercial dye CI disperse blue 291 in the human hepatic cell line HepG2*. *Toxicol in Vitro* 21:1650–1655. doi.org/10.1016/j.tiv.2007.06.020
- Usha, K. Y., Dhar, A., Patil, S., y Kumar, K. P. (2019). *Decolorization of Triphenylmethane Dye by White-rot Fungi*. *Indian Journal of Advances in Chemical Science*, 7(3), 65-69.
- Vigants, E., Vigants, G., Veidenbergs, I., Lauka, D., Klavina, K., yBlumberga, D. (2015, June). Analysis of energy consumption for biomass drying process. In *ENVIRONMENT. TECHNOLOGIES. RESOURCES. Proceedings of the International Scientific and Practical Conference* (Vol. 2, pp. 317-322).<http://orcid.org/0000-0003-2994-2678>
- Viktoryová, N., Szarka, A., yHrouzková, S. (2022). *Recent developments and emerging trends in paint industry wastewater treatment methods*. *Applied Sciences*, 12(20), 10678.doi.org/10.3390/app122010678
- Vrsanska, M., Voberkova, S., Langer, V., Palovcikova, D., Moulick, A., Adam, V., y Kopel, P. (2016). *Induction of laccase, lignin peroxidase and manganese peroxidase activities in white-rot fungi using copper complexes*. *Molecules*, 21(11), 1553.doi.org/10.3390/molecules21111553
- Wang, B., Zhou, K., Liu, H., y Tang, W. Z. (2016). *Biosorption Behavior and Reuse Potential of Waste Biomass of Aspergillus fumigatus, previously Used in Humic Acid Biosorption, in Removal of Reactive Blue 49*. *Environmental*

- Processes, 3(4), 843–856. doi:10.1007/s40710-016-0188-5
- Wang, Q., Qian, Y., Ma, Y., y Zhu, C. (2018). *A preliminary study on the newly isolated high laccase-producing fungi: screening, strain characteristics and induction of laccase production*. Open life sciences, 13(1), 463-469. doi.org/10.1515/biol-2018-0055
- Wong, D. W. (2009). *Structure and action mechanism of ligninolytic enzymes*. Applied biochemistry and biotechnology, 157(2), 174-209. doi.org/10.1007/s12010-008-8279-z
- Wu, H., Xu, X., Qin, Y., Jiang, Y., y Lin, Z. (2022). *Study on treatment of acid red G with bio-carbon compound immobilized white rot fungi*. Water Science and Technology, 85(10), 2945-2963. doi.org/10.2166/wst.2022.155
- Yadav, A., Yadav, P., Singh, A. K., Sonawane, V. C., Bharagava, R. N., y Raj, A. (2021). *Decolourisation of textile dye by laccase: Process evaluation and assessment of its degradation bioproducts*. Bioresource technology, 340, 125591. doi.org/10.1016/j.biortech.2021.125591
- Yan, L., Xu, R., Bian, Y., Li, H., y Zhou, Y. (2019). *Expression profile of laccase gene family in white-rot basidiomycete Lentinula edodes under different environmental stresses*. Genes, 10(12), 1045. doi.org/10.3390/genes10121045
- Yang, X., Wu, Y., Zhang, Y., Yang, E., Qu, Y., Xu, H., ... y Yan, J. (2020). *A thermoactive laccase isoenzyme from Trametes trogii and its potential for dye decolorization at high temperature*. Frontiers in microbiology, 11, 241. doi.org/10.3389/fmicb.2020.00241
- Yesilada, O., Birhanli, E., y Geckil, H. (2018). *Bioremediation and Decolorization of Textile Dyes by White Rot Fungi and Laccase Enzymes*. Mycoremediation and Environmental Sustainability, 121–153. doi:10.1007/978-3-319-77386-5_5
- Yurtsever, A., Sahinkaya, E., y Çınar, Ö. (2020). *Performance and foulant characteristics of an anaerobic membrane bioreactor treating real textile wastewater*. Journal of Water Process Engineering, 33, 101088. doi.org/10.1016/j.jwpe.2019.101088
- Zaruma, P., Proal, J., Hernández, I. C., y Salas, H. I. (2018). *Los colorantes textiles*

- industriales y tratamientos óptimos de sus efluentes de agua residual: una breve revisión.* Revista de la Facultad de Ciencias Químicas, (19), 38-47.
- Zhang, L. B., Deng, Z. Q., Qiu, T. T., Zhu, F., y Ye, X. Y. (2023). *Characterisation of a laccase isolated from Trametes hirsuta and its application in the oligomerisation of phenolic compounds.* Fungal Biology, 127(1-2), 872-880.doi.org/10.1016/j.funbio.2022.11.005
- Zhang, T. W., y Dornfeld, D. A. (2007). Energy use per worker-hour: Evaluating the contribution of labor to manufacturing energy use. In *Advances in Life Cycle Engineering for Sustainable Manufacturing Businesses: Proceedings of the 14th CIRP Conference on Life Cycle Engineering, Waseda University, Tokyo, Japan, June 11th–13th, 2007* (pp. 189-193). Springer London. https://doi.org/10.1007/978-1-84628-935-4_33
- Zhou, W., Zhang, W., y Cai, Y. (2021). *Laccase immobilization for water purification: A comprehensive review.* Chemical Engineering Journal, 403, 126272. doi.org/10.1016/j.cej.2020.126272
- Zimbardi, A. L., Camargo, P. F., Carli, S., Aquino Neto, S., Meleiro, L. P., Rosa, J. C., ... & Furriel, R. P. (2016). A high redox potential laccase from Pycnoporus sanguineus RP15: potential application for dye decolorization. *International journal of molecular sciences*, 17(5), 672. <https://doi.org/10.3390/ijms17050672>
- Zmitrovich, I. V., Bondartseva, M. A., Arefyev, S. P., Ezhov, O. N., y Wasser, S. P. (2018). *Profiles of little-known medicinal polypores: Funalia trogii (Agaricomycetes).* International Journal of Medicinal Mushrooms, 20(7). [Doi.10.1615/IntJMedMushrooms.2018026564](https://doi.org/10.1615/IntJMedMushrooms.2018026564)
- Zucca, P., Cocco, G., Sollai, F., y Sanjust, E. (2016). *Fungal laccases as tools for biodegradation of industrial dyes.* Biocatalysis, 1(1), 82-108.doi.org/10.1515/boca-2015-0007

Anexo 1. Muestra de agua proporcionada por Agua y Drenaje de Monterrey, la empleada para el proyecto está colocada en el lado derecho.



Anexo 2. Equivalentes energéticos (entrada y salida de energía) de algunos procesos.

| Concept | | Unit | (MJ·unit ⁻¹) | Source |
|--|---|--|--------------------------|---------------------|
| Human labor | Manual | h | 1.96 | [López-Sandin] |
| | Mechanized | | 1.05 | [López-Sandin] |
| Machinery | | kg | 138.00* | [López-Sandin] |
| Diesel | | L | 47.80 | [López-Sandin] |
| FoodWaste | | kg | 5.35 | [Dahiya 2018] |
| A. Production of a crop for food | | | | |
| 1. Mineral fertilizers | | | | |
| | Nitrogen (N) | kg | 77.50 | [López-Sandin] |
| | Phosphate (P ₂ O ₅) | kg | 15.80 | [Rosenberger] |
| | Potassium (K ₂ O) | kg | 11.15 | [Rosenberger] |
| | Calcium (CaO) | kg | 2.12 | [Rosenberger] |
| 2. Pesticides | | | | |
| | Herbicides and growthregulators | kg | 238.70 | [Rosenberger] |
| | Fungicides | kg | 92.50 | [Rosenberger] |
| | Insecticides | kg | 278.00 | [Rosenberger] |
| | Formulation | kg | 62.10 | [Rosenberger] |
| 3. Seedgrain | | | | |
| 4. Tillage and sowing | | | | |
| | Plow and cultipacker | ha | 591.00 | [Rosenberger] |
| | Heavy cultivator | ha | 270.00 | [Rosenberger] |
| | Mulching machine | ha | 230.00 | [Rosenberger] |
| | Rotary-harrowseeder | ha | 371.00 | [Rosenberger] |
| 5. Fertilizer and pesticideapplication | | | | |
| | Basic fertilizerapplication | ha | 33.00 | [Rosenberger] |
| | Nitrogenfertilizerapplication | ha | 50.00 | [Rosenberger] |
| | Pesticideapplication run | ha | 65.00 | [Rosenberger] |
| 6. Stillageapplication | | | | |
| | Transport and on-field distribution | m ³ | 20.92 | [Rosenberger] |
| 7. Grainharvest | | | | |
| | Combine and transport (15 km) | t of grain dry weight | 167.00 | [Rosenberger] |
| 8. Straw collection (collecting ratio 90%) | | | | |
| | Baling and carting (15 km) | T of straw dry weight | 250.00 | [Rosenberger] |
| B. Bioethanolproduction | | | | |
| 1. Saccharificationsubstances | | | | |
| | Brewing malt (malting process incl. mean brewing barley production) | kg | 3.80 | [Rosenberger] |
| | Technicalenzyme preparations | kg (if powder) or L (if liquid) | 75.00 | [Rosenberger] |
| 2. Mashprocess | | | | |
| | | L of bioethanol (including a stillage recycling rate of 50%) | 0.40 | [Rosenberger] |
| 3. Fermentation and yeastpropagation | | | | |
| 4. Distillation and dehydration | | | | |
| | | L of bioethanol | 4.74 | [Rosenberger] |
| Energy output | | | | |
| 1. Bioethanol | | | | |
| | | L | 21.20 | [Rosenberger] |
| 2. Straw | | | | |
| | | kg of dry weight | 17.30 | [Rosenberger] |
| 3. Stillage | | | | |
| | | (dependent on grain N, P ₂ O ₅ , K ₂ O, CaO content, according to mineral fertilizer equivalents) | Varying | [Rosenberger] |
| 4. Sulphuric acid | | | | |
| | | kg | 0.702 | [Saga et al., 2010] |

| | | | |
|------------------------------------|--------------------|-------------|--|
| 5. Sodiumhydroxide | kg | 10.41 | [Bernesson, 2004] |
| 6. Otherchemicals | kg | 8.74 | [Bernesson, 2004] |
| 7. Water | kg | 0.005 | [Bentsenet <i>et al.</i> , 2006] |
| 8. Electricity | kW·h ⁻¹ | 11.93 | [López-Sandin] |
| C. Calorificpower | | | |
| 1. Diesel | kg | 42.70-45.00 | [Bentsenet <i>et al.</i> , 2006; Khan <i>et al.</i> , 2021] |
| 2. Bioethanol | kg | 26.80 | [Bentsenet <i>et al.</i> , 2006; Khan <i>et al.</i> , 2021] |
| 3. Bioethanol 10% | kg | 40.00 | [Khan <i>et al.</i> , 2021] |
| 4. Bioethanol 20% | kg | 36.00 | [Khan <i>et al.</i> , 2021] |
| 5. Bioethanol 30% | kg | 33.00 | [Khan <i>et al.</i> , 2021] |
| 6. Bioethanol 5% and biodiesel 15% | kg | 41.00 | [Khan <i>et al.</i> , 2021] |
| 7. Cellulose | kg | 17.28 | [Zhao 2017] |
| 8. Hemicellulose | kg | 16.81 | (Zhao 2017) |
| 9. Lignin | kg | 25.00 | [Bajwa <i>et al.</i> ,2019] |

* Includes the energy cost in steel production plus 50% for assembly.

Anexo 3. Distribución del consumo de energía en las etapas del proceso.

| A | B | C | D | E | F | G | H | |
|----|------------------------------|---|----------------------|------------------------------|-----------------------------------|------------------------------|---------------------|--|
| 1 | ETAPA 1 | | | | | | | |
| 2 | DECOLORACIÓN EN MEDIO SÓLIDO | | | | | | | |
| 3 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Energía (MJ) | |
| 4 | Equipo | Autoclave | Agua | 2.000 | 2.00 | 0.08 | 136.48 | |
| 5 | Equipo | Potenciometro | | 0.000 | 0.30 | 0.0012 | 0.60 | |
| 6 | Reactivo | Cereal bran flakes | | 0.070 | 0.00 | 0.25 | 0.49 | |
| 7 | Reactivo | Buffer fosfato 1 M ph 6 | Fosfato | 0.029 | 0.00 | 0.00 | 1.43 | |
| 8 | Reactivo | | Agua | 0.210 | 0.00 | 0.50 | 0.98 | |
| 9 | Reactivo | Glucosa | | 0.040 | 0.00 | 0.05 | 0.20 | |
| 10 | Reactivo | Extracto de levadura | | 0.002 | 0.00 | 0.05 | 0.11 | |
| 11 | Reactivo | Peptona | | 0.020 | 0.00 | 0.05 | 0.41 | |
| 12 | Reactivo | KH ₂ PO ₄ | | 0.004 | 0.00 | 0.05 | 0.16 | |
| 13 | Reactivo | MgSO ₄ | | 0.004 | 0.00 | 0.05 | 0.16 | |
| 14 | Reactivo | NH ₄ NO ₃ | | 0.004 | 0.00 | 0.05 | 0.16 | |
| 15 | Reactivo | KCl | | 0.002 | 0.00 | 0.05 | 0.12 | |
| 16 | Reactivo | Solución elementos traza | sulfato ferroso | 4.00E-07 | 0.00 | 0.00 | 0.98 | |
| 17 | Reactivo | | sulfato de zinc | 1.12E-06 | 0.00 | 0.50 | 0.98 | |
| 18 | Reactivo | | cloruro de calcio | 1.00E-06 | 0.00 | 0.00 | 0.00 | |
| 19 | Reactivo | Remazol Brilliant Blue R | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 20 | Reactivo | Reactive Black 5 | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 21 | Reactivo | Azul Pamarrex BRB-19 | | 1.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 22 | Reactivo | Cristal Violeta | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 23 | Reactivo | Azure B | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 24 | Reactivo | Poly R-478 | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 25 | Reactivo | ABTS | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 26 | Reactivo | Siringaldazina | | 2.00E-06 | 0.00 | 0.03 | 0.07 | |
| 27 | Reactivo | Agar-Agar | | 0.113 | 0.00 | 0.03 | 1.05 | |
| 28 | Insumo | Agua | | 7.50 | 0.00 | 0.50 | 1.02 | |
| 29 | Actividad | Fotografía y captura de medidas en placas | | 0.115 | 0.00 | 26.00 | 50.96 | |
| 30 | Total | | | 2.30 | 28.78 | 136.48 | 1688.54 | |
| 31 | Energía (MJ) | | | 2.42 | 56.42 | 1628.22 | | |

| A | B | C | D | E | F | G | H |
|----|----------------|--|-------------------------------|------------------------------|-----------------------------------|------------------------------|---------------------|
| 1 | ETAPA 2 | ANÁLISIS ENZIMÁTICO | | | | | |
| 2 | | | | | | | |
| 3 | | | | | | | |
| 4 | | | | | | | |
| 4 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Energía (MJ) |
| 5 | Equipo | Autoclave | 0.000 | 2.00 | 0.25 | 136.48 | 1630.80 |
| 6 | Reactivo | Cereal bran flakes | 0.002 | 0.00 | 0.30 | 0.00 | 0.59 |
| 7 | Reactivo | Buffer fosfato 1 M ph 6 | 0.013 | 0.00 | 0.50 | 0.00 | 1.19 |
| 8 | | | 0.096 | 0.00 | | 0.00 | 0.98 |
| 9 | Reactivo | Glucosa | 0.005 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.11 |
| 10 | Reactivo | Extracto de levadura | 0.000 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.10 |
| 11 | Reactivo | Peptona | 0.003 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.14 |
| 12 | Reactivo | KH ₂ PO ₄ | 0.001 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.11 |
| 13 | Reactivo | MgSO ₄ | 0.001 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.11 |
| 14 | Reactivo | NH ₄ NO ₃ | 0.001 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.11 |
| 15 | Reactivo | KCl | 0.000 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.10 |
| 16 | Reactivo | Solución elementos traza | sulfato ferroso 5.00E-08 | | | | 0.98 |
| 17 | Reactivo | | sulfato de zinc 1.40E-07 | 0.00 | 0.500 | 0.00 | 0.00 |
| 18 | Reactivo | | cloruro de calcio 1.25E-07 | | | | 0.84 |
| 19 | Reactivo | CUSO ₄ 35 mM | 0.028 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.34 |
| 20 | Equipo | Agitador orbital | 0.00 | 720 | 0.50 | 7.92 | 851.47 |
| 21 | Equipo | Centrifuga | 0.00 | 0.10 | 0.033 | 0.01 | 0.24 |
| 22 | Actividad | Filtración | 0.00 | 0.00 | 2.00 | 0.00 | 3.92 |
| 23 | | | | | | | |
| 24 | | Total | | 722.10 | 4.48 | 144.41 | 2492.11 |
| 25 | | Energía (MJ) | | 756.11 | 8.30 | 1817.32 | |
| 26 | | | | | | | |
| 27 | | | | | | | |
| 27 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Energía (MJ) |
| 28 | Equipo | Fuente de poder | 0.000 | 2.00 | 0.00 | 0.00 | 2.10 |
| 29 | Reactivo | Buffer Tris HCl 1.5 M ph 8.8 | 0.025 | 0.00 | 0.50 | 0.00 | 0.98 |
| 30 | Insumo | Agua | 0.050 | 0.00 | 0.02 | 0.00 | 0.03 |
| 31 | Reactivo | Acilamida Bis 30% | 0.043 | 0.00 | 0.02 | 0.00 | 0.03 |
| 32 | Reactivo | Amonio Persulfato 10% | 0.003 | 0.00 | 0.25 | 0.00 | 0.49 |
| 33 | Reactivo | TEMED | 0.000 | 0.00 | 0.02 | 0.00 | 0.03 |
| 34 | Reactivo | Buffer Tris HCl 0.5 M ph 6.8 | 0.003 | 0.00 | 0.50 | 0.00 | 0.98 |
| 35 | Equipo | Potenciometro | 0.000 | 0.67 | 0.67 | 0.0027 | 2.04 |
| 36 | Actividad | Colocación de geles y fraguado | 0.000 | 0.00 | 4.00 | 0.00 | 7.84 |
| 37 | | Total | | 2.667 | 5.967 | 0.0027 | 14.53 |
| 38 | | Energía (MJ) | | 2.800 | 11.695 | 0.0318 | |
| 39 | | | | | | | |
| 40 | | | | | | | |
| 40 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Energía (MJ) |
| 41 | Equipo | Espectrofotómetro | 0.00 | 1260.00 | 1260.00 | 113.40 | 5145.46 |
| 42 | Reactivo | 2,6-Dimetoxifenol 20 mM | 2,6-dimetoxifenol 0.00 | 0.00 | | | |
| 43 | | | agua 0.04 | 0.00 | 0.33 | 0.00 | 0.65 |
| 44 | Reactivo | Buffer Succinato de sodio 50 mM pH 3.4 | ácido succínico 0.00 | 0.00 | | | |
| 45 | | | NaOH 0.01 | 0.00 | 0.67 | | |
| 46 | | | agua 0.71 | 0.00 | | 0.00 | 1.31 |
| 47 | Reactivo | Buffer Malonato de sodio | ácido malico 0.00 | 0.00 | | | |
| 48 | | | NaOH 0.01 | 0.00 | 0.58 | | |
| 49 | | | agua 0.32 | 0.00 | | 0.00 | 1.14 |
| 50 | Reactivo | Peroxido 2 mM | 0.08 | 0.00 | 0.25 | 0.00 | 0.49 |
| 51 | Reactivo | Sulfato de manganeso 6 mM | MnSO ₄ 0.00 | 0.00 | 0.33 | 0.00 | 0.65 |
| 52 | | | agua 0.01 | 0.00 | | 0.00 | 0.65 |
| 53 | Equipo | Potenciometro | 0.00 | 0.67 | 0.67 | 0.07 | 2.80 |
| 54 | | Total | | 1260.667 | 1262.833 | 113.47 | 5152.51 |
| 55 | | Energía (MJ) | | 1323.7 | 2475.153333 | 1353.66 | |

| A | B | C | D | E | F | G | H |
|----|----------------|--|---------------------------|------------------------------|-----------------------------------|------------------------------|-----------------------------|
| 1 | ETAPA 3 | Decoloración en medios líquidos | | | | | |
| 2 | | | | | | | |
| 3 | | | | | | | |
| 4 | | | | | | | |
| 4 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Consumo energía (MJ) |
| 5 | Equipo | Autoclave | Agua 2.00 | 2.00 | 0.16 | 136.48 | 1628.38 |
| 6 | Reactivo | Glucosa | 0.05 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.23 |
| 7 | Reactivo | Extracto de levadura | 0.00 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.11 |
| 8 | Reactivo | Peptona | 0.03 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.49 |
| 9 | Reactivo | KH ₂ PO ₄ | 0.01 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.18 |
| 10 | Reactivo | MgSO ₄ | 0.01 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.18 |
| 11 | Reactivo | NH ₄ NO ₃ | 0.01 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.18 |
| 12 | Reactivo | KCl | 0.00 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.14 |
| 13 | Reactivo | Solución elementos traza | sulfato ferroso 0.00 | 0.00 | 0.50 | 0.00 | 0.98 |
| 14 | | | sulfato de zinc 0.00 | 0.00 | 0.50 | 0.00 | 0.98 |
| 15 | | | cloruro de calcio 0.00 | 0.00 | | 0.00 | 0.98 |
| 16 | Reactivo | CUSO ₄ 35 mM | 0.01 | 0.00 | 0.05 | 0.00 | 0.15 |
| 17 | Equipo | Agitador orbital | 0.00 | 552.00 | 0.50 | 83.21 | 1573.28 |
| 18 | Actividad | Filtración | 0.00 | 0.00 | 3.00 | 62.40 | 750.31 |
| 19 | | Total | | 554.00 | 5.06 | 282.09 | 3956.56 |
| 20 | | Energía (MJ) | | 581.7 | 9.9176 | 3365.3337 | |
| 21 | | | | | | | |
| 22 | | | | | | | |
| 22 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Consumo energía (MJ) |
| 23 | Equipo | Agitador orbital | 0 | 72 | 3.76 | 8.64 | 186.04 |
| 24 | Equipo | Espectrofotometro | 0 | 0.35 | 4 | 0.28 | 11.18 |
| 25 | Reactivo | Reactive Black 5 | 0.000002 | 0 | 0.17 | 0.00 | 0.33 |
| 26 | Reactivo | Azul Pamarrex BRB-19 | 0.000001 | 0 | 0.17 | 0.00 | 0.33 |
| 27 | Reactivo | Cristal Violeta | 0.000002 | 0 | 0.17 | 0.00 | 0.33 |
| 28 | Insumo | agua | 1 | 0 | 0 | 0.00 | 0.01 |
| 29 | | Total | | 72.35 | 8.26 | 8.92 | 198.21 |
| 30 | | Energía (MJ) | | 75.9675 | 16.1896 | 106.4156 | |
| 31 | | | | | | | |
| 32 | | | | | | | |
| 32 | TIPO | NOMBRE | CANTIDAD (kg) | TIEMPO DEL EQUIPO (h) | TIEMPO DE MANO DE OBRA (h) | Electricidad (Watt/h) | Consumo energía (MJ) |
| 33 | Equipo | Espectrofotometro | 0.0 | 0.35 | 4 | 0.28 | 11.55 |
| 34 | Reactivo | Buffer Britton Robinson ph 4 | 0.0 | 0 | 0.33 | 0.00 | 0.74 |
| 35 | Equipo | Potenciometro | 0.0 | 0.5 | 0.5 | 0.05 | 2.10 |
| 36 | | Total | | 0.85 | 4.83 | 0.33 | 14.39 |
| 37 | | Energía (MJ) | | 0.8925 | 9.473333333 | 3.9369 | |

Anexo 4. Participación en el proyecto “Inicios Mágicos en la Ciencia”.



Anexo 5. Constancia de participación en el programa Mujeres en la Ciencia 2022



La Universidad Autónoma de Nuevo León y el Instituto de Innovación y Transferencia de Tecnología del gobierno de Nuevo León extienden la presente:

CONSTANCIA

a:

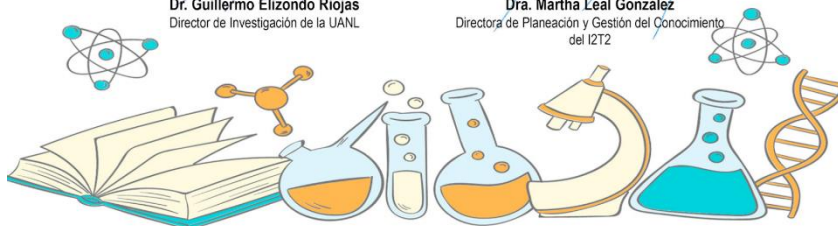
Ángeles González Urbina

Por su apoyo en la impartición del taller "Efecto de la madurez fisiológica de la fruta en la elaboración de conservas artesanales" en el programa **Mujeres en la Ciencia 2022**.

21-oct - Preparatoria No. 23 UANL Santa Catarina


Dr. Guillermo Elizondo Riojas
Director de Investigación de la UANL


Dra. Martha Leal González
Directora de Planeación y Gestión del Conocimiento del I2T2



Anexo 6. Constancia de participación en el IX Congreso Internacional de Ingeniería Agroindustrial.



 **CIIA México 2023** IX Congreso Internacional de Ingeniería Agroindustrial

Universidad Autónoma Chapingo
Departamento de Ingeniería Agroindustrial
Red Universitaria Internacional de Ingeniería Agroindustrial

Otorgan la presente
CONSTANCIA

a: **ANGELES GONZÁLEZ URBINA**

Por su participación como
PONENTE
en la modalidad **Cartel** del trabajo titulado

PROSPECCIÓN DE BASIDIOMICETOS NATIVOS CON CAPACIDAD LIGNOLÍTICA.

cuyos autores son:
Angeles González, Guadalupe Gutiérrez, Iosvany López, Carlos Hernández

Chapingo, Estado de México, México del 23 al 27 de Octubre de 2023.


Dr. Anastacio Espejel García
Presidente

Anexo 7. Constancia de participación en el X Congreso Internacional de Biotecnología SOCIBI.



SOCIEDAD CIENTÍFICA INTERNACIONAL DE BIOTECNÓLOGOS A.C.
INTERNATIONAL SCIENTIFIC SOCIETY OF BIOTECHNOLOGIST CSO

Otorga la presente
CONSTANCIA

a:

Angeles González-Urbina, Guadalupe Gutiérrez-Soto, Iosvany López Sandin, Itzel Rentería Arizpe

Por la presentación en CARTEL del trabajo
Selección de basidiomicetos nativos para la producción de enzimas ligninolíticas



en el

**X Congreso Internacional de Biotecnología SOCIBI y
IV Encuentro de estudiantes y egresados del posgrado del
CICB-UATx**

Celebrado (modalidad virtual) en Tlaxcala, México los días 2-5 de diciembre de 2023.



Dr. Rodrigo Ledesma Amaro
Secretario

Dra. María del Carmen Sánchez
Hernández

Presidenta de la SOCIBI

C.P. Adriana Hernández Grande
Tesorera