



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA  
INGENIERÍA AMBIENTAL - AGUA

“TRATAMIENTO DE UN EFLUENTE DE LA INDUSTRIA TEXTIL EN BIOFILTROS  
EMPACADOS CON TURBA INOCULADOS CON *Pleurotus ostreatus*”

TESIS QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:  
MAESTRO EN INGENIERÍA

PRESENTA:  
ING. MÓNICA PATRICIA MEJÍA LÓPEZ

TUTOR PRINCIPAL  
DRA. GABRIELA E. MOELLER CHÁVEZ, FACULTAD DE INGENIERÍA CAMPUS  
MORELOS

COMITÉ TUTOR  
DR. GERMÁN BUITRÓN MÉNDEZ, INSTITUTO DE INGENIERÍA, UNAM  
M.I. MERCEDES ESPERANZA RAMÍREZ CAMPEROS, FACULTAD DE INGENIERÍA  
CAMPUS MORELOS  
M.I. MARÍA RAFAELA GUTIÉRREZ LARA, FACULTAD DE QUÍMICA, UNAM  
DR. OSCAR GONZÁLEZ BARCELÓ, INSTITUTO DE INGENIERÍA, UNAM

MÉXICO, D. F. ENERO 2014



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

**JURADO ASIGNADO:**

Presidente: DR. GERMÁN BUITRÓN MÉNDEZ

Secretario: M.I. MERCEDES ESPERANZA RAMÍREZ CAMPEROS

Vocal: M.I. MARÍA RAFAELA GUTIÉRREZ LARA

1<sup>er</sup>. Suplente: DR. OSCAR GONZÁLEZ BARCELÓ

2<sup>do</sup>. Suplente: DRA. GABRIELA E. MOELLER CHÁVEZ

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO CAMPUS MORELOS.  
PASEO CUAUHNÁHUAC 8532  
COLONIA PROGRESO  
C.P. 62550  
JIUTEPEC, MORELOS  
MÉXICO.

**TUTOR DE TESIS:**

DRA. GABRIELA ELEONORA MOELLER CHÁVEZ

---

**FIRMA**

## **DEDICATORIA**

*A Dios, por estar conmigo a cada paso que doy.*

*A mi madre Martha P. López Morales por su amor y apoyo incondicional.*

# AGRADECIMIENTOS

---

A **CONACYT**, por el apoyo brindado a este proyecto.

A la **Facultad de Ingeniería, Campus Mor.- Posgrado UNAM** que me abrió las puertas de sus instalaciones para realización de este proyecto.

Al personal de la **Planta piloto de tratamiento de aguas residuales del IMTA, al laboratorio de Calidad del Agua del IMTA, y al Laboratorio de Ingeniería Ambiental UNAM (Campus Mor.)**, en especial a **M.I Ma. Cristina Nájera Flores, Ernesto Bahena y Beatriz Peña** por las facilidades prestadas para la realización de este proyecto y asesoramiento técnico.

A la **Dra. Gabriela E. Moeller Chávez** por compartir sus conocimientos, experiencia, por el apoyo y paciencia que me brindó para realizar el presente trabajo.

A mi comité tutorial, **M.I. Mercedes Esperanza Ramírez Camperos, Dr. Oscar González Barceló. Dr. Germán Buitrón Méndez, y la M.I. Rafaela Gutiérrez Lara** por sus grandes aportaciones para la realización de esta investigación.

A la **Biol. Sonia Patricia Rojas Trejo (Instituto de Biotecnología UNAM)** por su asesoramiento técnico.

Al **Dr. César Millán Pacheco (Facultad de ciencias de la UAEM)** por las observaciones hechas a este trabajo.

A mis amigos **Joyce Bello, Alejandra Rodríguez, Elizabeth, Maribel, Shirley** y muchos otros quienes, en mi paso en esta etapa me dieron alegría, apoyo, cariño y sabios consejos para lograr la meta alcanzada. Gracias, los quiero mucho.

A mi novio **Jim Cortés**, quien lloró y rió en cada momento junto a mí y fue capaz de contenerme cuando todo iba mal. Gracias por amarme e inspirarme y sobre todo por tu paciencia, comprensión, bondad y sacrificio.

Al Laboratorio de Micología de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (UAEM), por proporcionarme la cepa fúngica.

A mi UNIVERSIDAD y a todos mis profesores que me han enseñado tanto.

Al personal administrativo de la DEPFI por todo su asesoramiento.

## Contenido General

Tema	Página
Resumen	9
Abstract	10
Nomenclatura	11
1 Problemática	12
1.1 Introducción	12
1.2 Justificación	14
1.3 Objetivo general	15
1.4 Objetivos específicos	15
1.5 Alcance	15
2 Fundamentos teóricos	16
2.1 La industria textil	16
2.2 Impacto ambiental de los colorantes utilizados en la industria textil	18
2.3 Colorantes.	18
2.4 Clasificación de los colorantes	18
2.5 Colorantes tipo Azo	21
2.6 Biofiltros	22
2.7 Hongos ligninolíticos y compuestos xenobióticos	23
2.8 Enzimas ligninolíticas de hongos	24
2.8.1 Lacasa	24
2.8.2 Manganeso Peroxidasa	25
2.8.3 Versátil Peroxidasa	26
2.9 Rutas para la degradación de colorantes azo	26
2.10 Efecto de inhibición de enzimas por compuestos presentes en efluentes textiles	29
3 Antecedentes	31
3.1 Biodegradación de colorantes tipo azo	31
3.2 Experimentos de la degradación de colorantes por <i>Pleurotus ostreatus</i>	32
4 Metodología	40
4.1 Sistema experimental	40
4.2 Agua residual a tratar	41
4.3 Caracterización del efluente textil	43
Obtención de la cepa de <i>Pleurotus ostreatus</i>	43
Siembra, cultivo, y conservación <i>P. ostreatus</i>	43

Reproducción masiva de <i>P. ostreatus</i>	44
4.4 Acondicionamiento del material de empaque	44
4.5 Biofiltros	44
4.6 Turba estéril e inoculado con <i>P. ostreatus</i>	44
4.7 Turba sin esterilizar inoculado con <i>P. ostreatus</i>	45
4.8 Turba estéril	45
4.9 Turba sin esterilizar	45
4.9.1 Evaluación del desempeño de los biofiltros	45
4.9.2 Evaluación de actividad enzimática	46
4.9.3 Evaluación de toxicidad	47
4.9.4 Comparación del desempeño de los biofiltros	47
5 Resultados y discusión	49
5.1 Comportamiento de los parámetros de campo (pH, T, Conductividad)	49
5.2 Demanda química de oxígeno en los biofiltros	52
5.3 Color aparente, verdadero y concentración de color	56
5.3.1 Color aparente	56
5.3.2 Color verdadero	58
5.3.3 Concentración de color	60
5.4 Fósforo	63
5.5 Nitrógeno total	66
5.6 Nitrógeno amoniacal	69
5.7 Enzima lacasa	71
5.8 Toxicidad	72
6 Conclusiones y recomendaciones	74
6.1 Conclusiones	74
6.2 Recomendaciones	75
Anexo 1 Características generales de la cepa fúngica	76

Anexo 2 Características de la turba	77
Anexo 3 Técnicas para la propagación e inoculación de micelios	78
Anexo 4 Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros	79
Anexo 5 Resultados de la caracterización del efluente textil	82
Anexo 6 Resultados de la resiembra de <i>P. ostreatus</i>	83
Anexo 7 Resultados de la hidrodinámica de los biofiltros	85
Anexo 8 Técnicas de evaluación de actividad enzimática	92
Anexo 9 Formulación y características del agua de tintura	93
Anexo 10 Tablas de resultados	94
Anexo 11 Análisis estadístico	111
Referencias	141



## Lista de figuras

Figura No.	Título	Pagina
1	Diagrama de flujo de un proceso textil típico	17
2	Estructura del colorante Azul omega –cromo (Colorante al cromo)	21
3	Estructura del cromóforo azo	22
4	Mecanismo del proceso de degradación de los colorantes azo y aminas aromáticas durante el tratamiento aerobio y anaerobio	22
5	Degradación de la diazina	26
6	Mecanismo enzimático de la azo reductasa sobre el colorante amarillo mordiente 3	27
7	Ruta de degradación para un colorante azo (amarillo mordiente 3)	28
8	Biofiltro	40
9	Estructura del colorante Negro Terasil SRL	42
10	Hilos después del proceso de teñido con el colorante Negro Terasil	42
11	Biofiltros empacados y operando	45
12	Metodología desarrollada en el trabajo	48
13	Metodología para sembrar <i>P. ostreatus</i> en agar dextrosa de papa (PDA).	78

## Lista de Tablas

Tabla No.	Título	Pag.
1	Clasificación de los colorantes de acuerdo a su aplicación a la fibra	19
2	Clasificación de los colorantes con base en el grupo cromoforo.	20
3	Casos de estudio sobre las tecnologías usadas para la remoción de colorantes por <i>P. ostreatus</i>	35
4	Características del empaque de cada biofiltro	41
5	Características de los influentes utilizados	43
6	Parámetros de medición, puntos y frecuencia de muestreo	46
7	Parámetros y sus técnicas de análisis	46
8	Porcentajes de remoción para DQO	55
9	Porcentajes de remoción para el color aparente	58
10	Porcentajes de remoción para el color verdadero	60
11	Porcentajes de remoción para concentración de color	63
12	Porcentajes de remoción de fósforo	66
13	Porcentajes de remoción de nitrógeno total	68
14	Porcentaje de remoción de nitrógeno amoniacal	71
15	Valores utilizados para cada parámetro	72
16	Resultados de actividad enzimática	72
17	Resultados de los ensayos de toxicidad	73
18	Características fisicoquímicas de la turba	77
19	Características del efluente textil	82
20	Características de crecimiento de <i>P. ostreatus</i> a diferentes días de crecimiento	83
21	Crecimiento diario de <i>P. ostreatus</i>	84
22	Peso seco del material filtrante	85
23	Volumen acumulado durante la prueba de vaciado	85
24	Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 1	86
25	Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 2	86
26	Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 3	86
27	Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 4	86
28	Cálculo del porcentaje de porosidad del reactor	87
29	Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro1	87
30	Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro 2	88
31	Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro3	88
32	Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro 4	88
33	Carga hidráulica para los biofiltros	91
34	Cálculos para determinar el TRH y carga orgánica volumétrica	91
35	Formulación del agua de tinte	93
36	Características fisicoquímicas de los componentes del agua de tinte.	93
37	Resumen de resultados del análisis estadístico (ANOVA) para color	111
38	Resumen de resultados del análisis estadístico (ANOVA) para DQO, Nitrógeno total, Nitrógeno amoniacal y Fósforo	112

## Lista de gráficas

No. de Gráfica	Título de Gráfica	
1	Comportamiento del pH en los cuatro biofiltros con respecto al influente	50
2	Comportamiento del pH en los biofiltros R1 y R4 con respecto al influente	50
3	Comportamiento del pH en los biofiltros R2 y R3 con respecto al influente	51
4	Comportamiento de la T en los cuatro biofiltros con respecto al influente	51
5	Comportamiento de la conductividad en los cuatro biofiltros con respecto al influente	52
6	Comportamiento de la DQO en los cuatro biofiltros con respecto al influente.	53
7	Comportamiento de la DQO en el biofiltro con turba sin esterilizar (R1) y el biofiltro con turba sin esterilizar e inoculado con <i>P. ostreatus</i> (R4)	54
8	Comportamiento de la DQO en el biofiltro con turba estéril (R3) y el biofiltro con turba estéril e inoculado con <i>P. ostreatus</i> (R2)	55
9	Comportamiento del color aparente en todos los biofiltros con respecto al influente	57
10	Porcentajes de remoción de R 1 y R4	57
11	Porcentajes de remoción de R 2 y R3	58
12	Comportamiento del color verdadero en todos los efluentes de todos los biofiltros con respecto al influente	59
13	Porcentajes de remoción de R 1 y R4	59
14	Porcentajes de remoción de R 2 y R3	60
15	Curva de calibración para el colorante Negro Terasil	61
16	Comportamiento de la concentración de color en los efluentes de todos los biofiltros con respecto al influente.	61
17	Comportamiento de la remoción de color en los efluentes R 1 y R4	62
18	Comportamiento de la remoción de color en los efluentes de R2 y R3	62
19	Comportamiento del fosforo en los efluentes de todos los biofiltros respecto al influente	64
20	Porcentaje de remoción del fosforo para R1 Y R4	65
21	Porcentaje de remoción del fosforo para R2 Y R3	65
22	Comportamiento del Nitrógeno total en los efluentes de todos los biofiltros respecto al influente	67
23	Porcentaje de remoción de Nitrógeno total para R1 Y R4	67
24	Porcentaje de remoción de Nitrógeno total para R2 Y R3	68
25	Comportamiento del nitrógeno amoniacal en los efluentes de todos los biofiltros respecto al influente	69
26	Porcentaje de remoción de Nitrógeno amoniacal para R1 Y R4	70
27	Porcentaje de remoción del Nitrógeno amoniacal para R2 Y R3	70
28	Comportamiento del crecimiento de <i>P. ostreatus</i>	84
29	Curva de espacios vacíos R1	89
30	Curva de espacios vacíos R2	89
31	Curva de espacios vacíos R3	90
32	Curva de espacios vacíos R4	90

# RESUMEN

---

Los colorantes “azo” son los más utilizados en los procesos de teñido de la industria textil y son considerados carcinógenos y recalcitrantes. Los colorantes en los cuerpos de agua, absorben y reflejan la luz del sol y esto puede interferir en la fotosíntesis y el equilibrio ecológico del sistema acuático. Por lo consiguiente es de suma importancia buscar tecnologías que den solución al problema de descarga de efluentes con color, alta carga orgánica y toxicidad. En el presente trabajo se desarrolló un procedimiento a nivel laboratorio para la degradación de un colorante tipo azo, utilizando un proceso biológico de biofiltración.

El objetivo del trabajo fue evaluar la capacidad de remoción de la materia orgánica y color de un efluente de la industria textil que contenga Negro Terasil SRL (un colorante tipo azo) usando biofiltros empacados con turba e inoculados con *Pleurotus ostreatus*. El experimento consistió en construir, empacar, operar y evaluar cuatro biofiltros, el primero fue empacado con turba como tal, en el segundo la turba se esterilizó, se inoculó con *Pleurotus ostreatus* y se empacó, el tercer biofiltro fue empacado con turba previamente esterilizada, en el cuarto y último biofiltro la turba se inoculó con *Pleurotus ostreatus* y se empacó. Como primera etapa de trabajo, la cepa de *P. ostreatus* se inoculó para su crecimiento en agar dextrosa de papa y se proliferó en caldo dextrosa de papa a temperatura ambiente. Posteriormente los cuatro biofiltros se empacaron como se mencionó anteriormente. Una vez empacados se inició su operación. Los biofiltros se operaron por un periodo de 5 meses. El agua tratada en este trabajo se origina de una industria productora de hilos, este efluente presenta una concentración elevada de DQO (8000 mg/L) y una concentración de color de 566 mg/L. Al ser concentraciones muy altas se trabajó con diluciones. La carga orgánica volumétrica más alta de trabajo fue de 624.7 mg/L d fue utilizada del día 8 al 25, esta carga se utilizó por poco tiempo debido a la disminución acelerada del inóculo de la cepa. Por lo tanto la carga se disminuyó a 161.7 mg/L d y se utilizó del día 26 al 159. A los cuatro biofiltros se les midió DQO, color aparente, color verdadero y concentración de color. A pesar de no ser parte de los objetivos también se midió a los cuatro biofiltros nitrógeno total, nitrógeno amoniacal, fósforo total, pH, temperatura y toxicidad esto para tener más información sobre el comportamiento de los biofiltros. De los cuatro biofiltros operados el que se empacó con sólo turba sin pasar por un proceso de esterilización con una carga orgánica volumétrica de 161.7 mg/L d, mostró los mejores resultados: remoción en promedio de color del 50% y materia orgánica del 56.7%. El biofiltro R2 removió color en un 45.4% y DQO en un 41.6%. Las remociones para el biofiltro R3 y R4 fueron del 35% y 46% para color y para DQO de 56.8% y 47.8%.

**Palabras clave:** Colorante azo, biofiltración, remoción de materia orgánica y color, *P. ostreatus*

# ABSTRACT

---

Azo dyes are the most commonly used products in the textile industry in the dyeing processes and are considered carcinogenic and recalcitrant. Dyes in water bodies, absorb and reflect sunlight and this can interfere with photosynthesis and the ecological balance of the aquatic system. It is therefore of primary importance to look for technologies that provide solutions to the problem of effluent discharges highly colored and with high organic load and toxicity. In this research, a laboratory method was developed at laboratory for the degradation of azo dyes, using a fungal type biological process.

The objective was to evaluate the ability of removal of organic matter and color of a textile effluent containing Black Terasil SRL (azo dye) using biofilters packed with peat and inoculated with *Pleurotus ostreatus*. The experimental work consisted of four separate operating biofilters, the first was packed with peat as such, in the second with sterilized peat, inoculated with *Pleurotus ostreatus* and packed, and the third biofilter was packed with peat previously sterilized. The fourth peat biofilter was inoculated with *Pleurotus ostreatus* and packed. As a first step, *P. ostreatus* was grown in potato dextrose agar and proliferated in potato dextrose broth. Subsequently the four biofilters were packed as mentioned. The start experimental operation and monitoring was done during 5 months. Water treated in this work originates from an industry producing yarn, this effluent has a high concentration of COD (8000 mg/L) and a concentration of color 566 mg /L. At very high concentrations worked with dilutions. The highest volumetric organic workload was 624.7 mg/L d was used from day 8 to 25, this load was used for a short time due to the rapid decline of the inoculum strain. Thus the load is reduced to 161.7 mg/L d was used from day 26 to 159. At four biofilters COD was measured, apparent color, true color and color concentration. Despite not being part of the objectives of the four biofilters total nitrogen, ammonia nitrogen, total phosphorus, pH, temperature, and this toxicity was also measured to have more information on the behavior of biofilters. Of the four biofilters operated which was packed with a crowd without going through a sterilization process a volumetric organic load of 161.7 mg/L d, showed the best results: removal average color of 50% and organic matter 56.7 %. The R2 biofilter removed color 45.4% and COD by 41.6 %. Removals biofilter R3 and R4 were 35% and 46 % for color and COD of 56.8 % and 47.8 %.

**Keywords:** azo dye, biofiltration, removal of organic matter and color, *P. ostreatus*.

## **Nomenclatura**

C.....	Carbono
CO <sub>2</sub> .....	Dióxido de Carbono
Cu <sup>2+</sup> .....	Cobre
DQO.....	Demanda química de oxígeno
DNA.....	Ácido desoxirribonucleico
EDTA....	Ácido etilendiaminotetraacético
G y A.....	Grasas y aceites
H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> .....	Peróxido de Hidrógeno
LiP.....	Lignino Peroxidasa
Mn.....	Manganeso
MnP.....	Manganeso Peroxidasa
mM.....	milimolar
N-Total....	Nitrógeno total
N-Total K..	Nitrógeno total Kjeldahl
N-NH <sub>3</sub> .....	Nitrógeno amoniacal
N- NO <sub>3</sub> .....	Nitratos
NMP.....	Número más probable
nm.....	Nanómetro
OD.....	Oxígeno disuelto
pH.....	Potencial de Hidrógeno
ppm.....	Partes por millón
S.....	Azufre
SDS.....	Dodecilsulfato sódico
SST.....	Sólidos suspendidos totales
-SO <sub>3</sub> Na <sup>+</sup> ...	Sulfito de Sodio
Upt-Co.....	Unidades platino cobalto
UT.....	Unidades de toxicidad
UI.....	Unidad de actividad enzimática
VP.....	Versátil Peroxidasa
µl.....	Micro litros
α.....	Nivel de significación

# PROBLEMÁTICA

---

## 1.1 INTRODUCCIÓN

La creciente industrialización de la sociedad hace que cada día tengan mayor importancia los residuos generados en los distintos procesos industriales. Un ejemplo es la utilización de tintes textiles cada vez más resistentes, lo cual genera elevados volúmenes de efluentes fuertemente coloreados que deben ser degradados previo a su vertido (López *et al.*, 2007).

La fabricación de los diferentes productos textiles se lleva a cabo a partir de procesos como: limpiado, lanzado, estirado, teñido, etc. Debido a estos procesos la industria textil genera agua residual con un gran número de sustancias contaminantes. Dentro de los cuales se encuentran a los fenoles, sulfuros, cromo y colorantes entre otros.

Los colorantes se definen como sustancias que tienen la capacidad de impartirle color a una fibra, sin verse afectados por factores como luz, agua y jabones. Los colorantes están conformados por más de un compuesto, y estos tienden a ser aromáticos con sustituyentes nitros, aminos, hidroxilos, entre otros (Singh-Rai, *et al.*, 2005)

Uno de estos colorantes utilizados son, los colorantes tipo azo que sobresalen ya que son los más utilizados a nivel mundial en la industria textil, papelera, alimentaria, cosmética y farmacéutica (Bishop y Jiang, 1994).

Los colorantes azo son compuestos orgánicos sintéticos que se caracterizan por la presencia de un grupo cromóforo (-N=N-). Este grupo está unido por un lado a un núcleo aromático o heterocíclico, y por otro lado puede estar unido a una molécula insaturada de tipo carboxílica, heterocíclica o alifática (Mendoza Hernández J.C., *et al.*, 2010)

Los colorantes tipos azo causan problemas ambientales principalmente por las siguientes razones:

- Los compuestos orgánicos pasan a través de los sistemas de tratamiento sin ser eliminados y aparecen en las descargas.
- Los compuestos orgánicos inhiben los procesos biológicos de tratamiento instalados.
- El colorante puede tener un efecto tóxico agudo o crónico al exponerse a los organismos vivos.

La problemática ambiental del color en las aguas residuales es debida a su persistencia. Lo anterior debido a que la concentración del colorante en cuerpos receptores puede ser menor a la de cualquier compuesto tóxico permitido por la legislación, visible aún por debajo de 1ppm.

## Procesos bioquímicos para el tratamiento de compuestos azo aromáticos

Sin duda, uno de los grandes retos de la humanidad en este siglo XXI es el convertir los procesos productivos en procesos limpios y energéticamente eficientes. Por otro lado se requiere tener la capacidad tecnológica para restaurar los sitios dañados ambientalmente (Dávila *et al.*, 2006). Los tratamientos biológicos, tanto aeróbico, como anaeróbico o mixto, son considerados como efectivos para la remoción de sustancias tóxicas y del exceso de materia orgánica presente en el medio. Para este propósito se han utilizado diferentes tipos de microorganismos como hongos y bacterias (Huang *et al.*, 1991; Guo *et al.*, 2008).

En este trabajo se analiza la capacidad de remoción de color y cantidad de materia orgánica de *Pleurotus ostreatus* para colorantes tipo azo contenidos en los efluentes de la industria textil. Este hongo es responsable del reciclaje del carbono proveniente de la lignina, presenta enzimas poco específicas con un uso potencial en la transformación de compuestos contaminantes y xenobióticos.

Los hongos ligninolíticos, denominados hongos de la pudrición blanca de la madera, comprenden un grupo de organismos cuya característica es su eficiencia en mineralizar eficientemente la lignina. Estos organismos secretan varias enzimas extracelulares que son esenciales para la transformación inicial de la lignina y que en conjunto logran su mineralización. El mecanismo del sistema degradador de la lignina está basado en la producción de radicales libres. Este mecanismo permite que estas enzimas sean catalíticamente activas sobre una gran diversidad de sustratos orgánicos. El mecanismo enzimático se da por la acción de oxidasas y peroxidasas, como estas enzimas no presentan especificidad alta, pueden tener actividad sobre la estructura de diferentes sustratos fenólicos y azo (Robinson *et al.*, 2001). Se ha reportado que los complejos enzimáticos producidos por *P. ostreatus* pueden decolorar azul brillante de remazol en porcentajes altos en un rango de pH de 4 a 5 (Gomez *et al.*, 2006).

Debido a esto, los hongos ligninolíticos poseen un uso potencial muy atractivo en la biorremediación de ambientes contaminados con mezclas complejas de contaminantes peligrosos.

En años recientes se ha reportado que la remoción de color y materia orgánica de colorantes azo por medio de reactores empacados con turba e inoculados con hongos del tipo basidiomicetos con un régimen aerobio es bastante eficiente (Dávila *et al.*, 2003) (Moeller y Garzón, 2003).



## 1.2 JUSTIFICACIÓN

Desde el siglo XVIII, los colorantes son productos muy importantes para la industria textil, de plásticos y alimentaria. El uso en la industria ha traído consigo la producción de sustancias o desperdicios que son arrojados al ambiente. Uno de los contaminantes de aguas de mayor impacto en el ambiente, son los colorantes producidos principalmente en la industria textil. Debido a la gran demanda de producción de estos, se liberan diariamente aproximadamente el 15 % del producto colorido y contaminado en las aguas residuales (Ávila García, P., 2003). La persistencia del color en estos efluentes es de los mayores problemas ambientales por la toxicidad de sus moléculas. Esta problemática demanda buscar nuevos sistemas de tratamiento y/o soluciones tecnológicas diferentes como el uso de mecanismos biológicos. Dentro de los tratamientos biológicos se ha experimentado con varias especies de bacterias y de hongos principalmente para llevar a cabo la degradación de colorantes, también los estudios sobre la degradación de colorantes azo en reactores conteniendo algún medio filtrante e inoculados con hongos o bacterias. Dávila *et al.*, (2005) y Moeller y Garzón (2003) reportan la remoción de colorantes azo en reactores empacados con turba e inoculados con hongos del tipo basidiomicetos con un régimen de operación aerobio obteniendo remociones de color entre un 60 y 90 % y materia orgánica entre un 40 y 60 %. Por lo cual, en este trabajo se propone la remoción de color y contenido de materia orgánica presente en un efluente textil de una industria con biofiltros empacados con turba e inoculados con *P. ostreatus*.

### **1.3 OBJETIVO GENERAL**

Evaluar la capacidad de remoción de la materia orgánica y color de un efluente de la industria textil que contenga negro Terasil SRL (un colorante tipo azo) usando biofiltros empacados con turba e inoculados con *Pleurotus ostreatus*.

### **1.4 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Evaluar el efecto de la turba inoculada en la remoción de materia orgánica y color.
- Evaluar el sistema experimental bajo dos cargas orgánicas diferentes.

### **1.5 ALCANCE**

Montaje de un sistema experimental de 4 biofiltros a escala laboratorio.

El sistema experimental se aplicó al tratamiento de un lote de agua real, es decir agua de la industria textil con el colorante negro Terasil SRL.

Realizar pruebas con 2 cargas orgánicas (625 y 162 mg/L d).

# FUNDAMENTOS TEÓRICOS

---

## 2.1 La industria textil

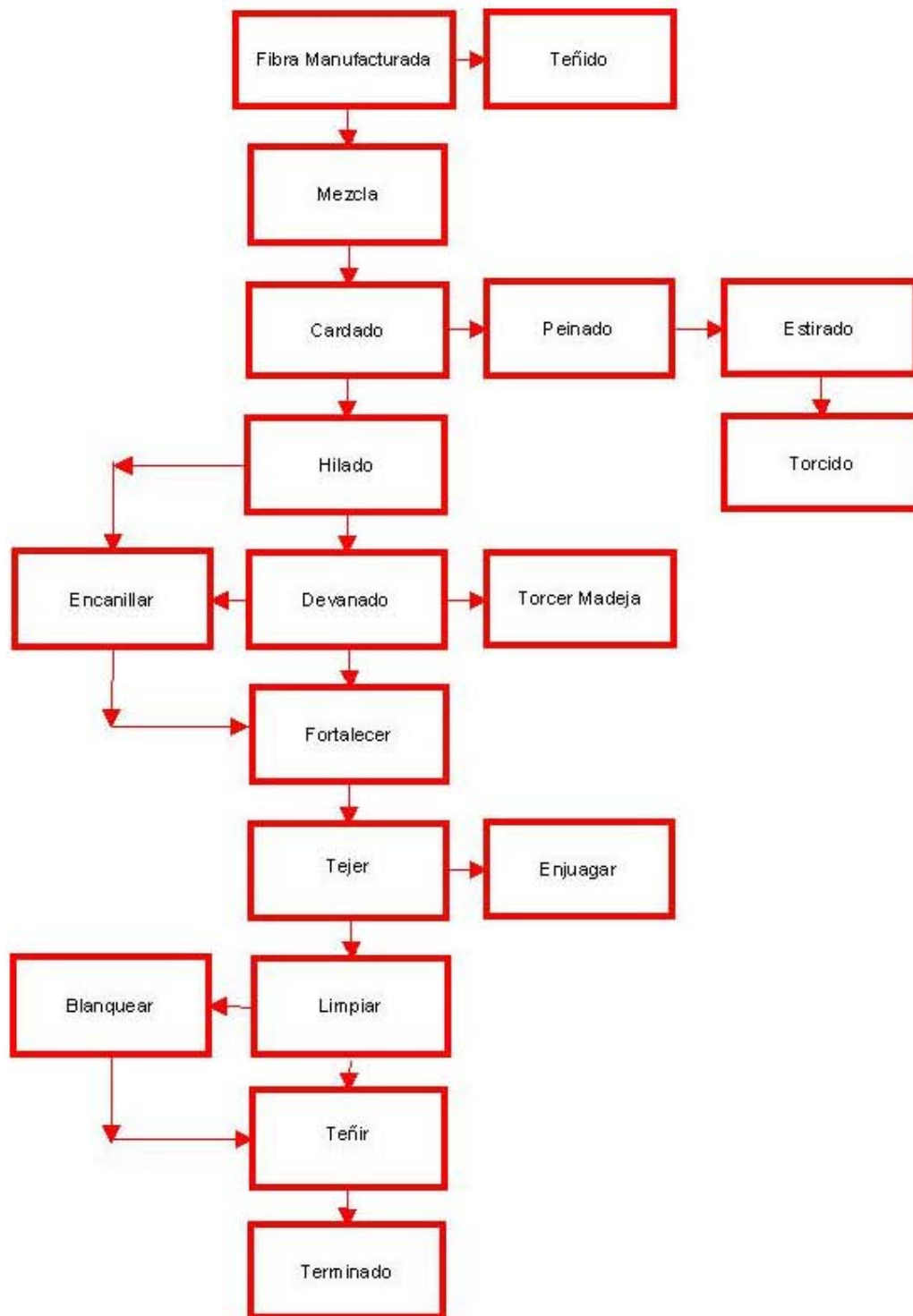
La industria textil mexicana comprende tres segmentos: hilado y tejido de fibras blandas, hilado y tejido de fibras duras y otras industrias textiles.

La industria textil en sus procesos productivos consume grandes cantidades de agua; debido a los químicos que se usan en el proceso sus aguas residuales son difíciles de tratar. Esta industria contribuye con un 3 % de las descargas industriales de agua en México. Lo anterior, la ubica en el séptimo lugar como contaminador del agua (Ávila García, P., 2003). El proceso de producción de telas parte de la utilización de las fibras que pueden ser naturales (lana o algodón) o sintéticas y sus principales etapas se presentan en la **Figura 1**.

El proceso se inicia con la preparación de las fibras; estas se mezclan de acuerdo con los requerimientos de la tela. Estas operaciones se realizan en las máquinas abridoras y batanes. Las máquinas abridoras esponjan y separan las fibras en copos pequeños, de tal manera que se puedan desprender las impurezas más pesadas que se hayan incorporado a la fibra; simultáneamente se trata de mezclar las distintas fibras. Posteriormente las fibras pasan al cardado, peinado y estirado. El último paso de este proceso es la torsión. Hasta esta etapa, el problema de la contaminación es la generación de pelusa y polvo; por eso, las empresas han instalado filtros de aire para la reducción de contaminantes al aire. Antes de que las madejas puedan utilizarse en el tejido de las telas, para fortalecer la fibra se añaden sustancias como el almidón. Este último proceso abarca tres etapas: engomado, secado y enrollado. Estas fases generan 30% de la contaminación de las aguas residuales; se utilizan ácidos y enzimas, así como también sosa cáustica, cloros, detergentes, etc.

Cuando las telas salen de los telares pasan por una serie de operaciones: eliminación de los pelos y defectos de los tejidos; modificación del aspecto de los tejidos; tratamientos para mejorar la presentación de los tejidos (deslustrado, prensa o calandro, frisado, etc.); apresto químico, mediante impregnación con líquidos hechos de fécula, almidón, dextrina y otras sustancias que dan cuerpo a las telas; acabados especiales para que los tejidos sean inarrugables, indeformables, impermeables, no encojan, etc. La última fase consiste en el teñido y acabado de las telas. Una vez teñidos los productos, se lavan con agua y se dejan secar al aire libre o en secadores caldeados. Los productos teñidos se someten a la acción de una atmósfera oxidante, de chorros de vapor, de baños jabonosos muy calientes, etc. Por último, a la tela se le da la textura deseada en cuanto a suavidad, brillo y apariencia. También se utilizan gran variedad de químicos como almidones,

dextrinas, cloros y agentes suavizadores. La contribución de esta fase a la contaminación en las descargas de agua varía entre 20 y 40 % (Rhys, 2008).



**Figura 1:** Diagrama de flujo de un proceso textil típico.

## **2.2 Impacto ambiental de los colorantes utilizados en la industria textil**

La complejidad estructural que presentan los colorantes, las plantas de tratamiento convencionales tienen un bajo porcentaje de remoción de estos, razón por la cual son vertidos a ríos u otro cuerpo receptor sin ser tratados (Alatorre y Moeller, 2006)

De esta forma, los efluentes provocan diferentes impactos sobre el medio ambiente, encontrando así variaciones en las aguas en cuanto a sólidos suspendidos, toxicidad, concentraciones de oxígeno disuelto, temperatura y color.

El color pocas veces es considerado un contaminante, pese a que puede estar asociado a presencia de compuestos tóxicos y grupos cromóforos o polímeros de alto peso molecular como la lignina. Estos efluentes coloreados, poseen una alta capacidad de bioacumulación, permitiendo que a largo plazo se acumule en lugares como lagos y bahías, provocando una disminución del poder absorbente del agua y por ende una disminución en la actividad fotosintética de los organismos presentes en dichos ecosistemas, disminuyendo el oxígeno disuelto (OD) en el agua.

## **2.3 Colorantes**

La asociación Ecológica y toxicológica de la industria de colorantes en Estados Unidos, define a los colorantes como sustancias orgánicas fluorescentes o de color intenso las cuales imparten color a un sustrato de una absorción selectiva de luz (Abdula *et al.*, 2000).

Sus moléculas están constituidas por tres grupos funcionales, el cromóforo, que es el grupo responsable de la absorción de la luz, dándole la propiedad de color a la molécula; los auxócromos, que le dan afinidad por la fibra e intensifican el color; y por último el solubilizador, que le da afinidad a solventes diversos y está dado por la presencia de iones como  $-\text{SO}_3\text{Na}^+$  (Antonella *et al.*, 2009).

Los colorantes utilizados en la actualidad poseen diversas estructuras, las cuales llegan a ser muy variadas. Su origen es sintético, muchos poseen una alta solubilidad en agua, son altamente resistentes a la acción de sustancias químicas y algunos físicos y son poco biodegradables (Garzón, 2009)

## **2.4 Clasificación de los colorantes**

Los colorantes textiles pueden clasificarse de acuerdo a su aplicación a la fibra o por su constitución química. La clasificación de acuerdo a su aplicación a la fibra se muestra en la siguiente tabla.

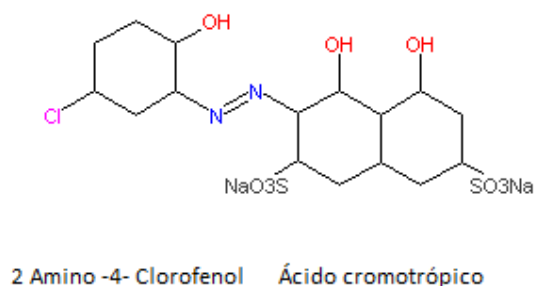
**Tabla1: Clasificación de los colorantes de acuerdo a su aplicación a la fibra**

<b>Colorante</b>	<b>Descripción</b>
Ácidos	Los colorantes ácidos son compuestos aniónicos solubles en agua, tienen uno o más grupos sulfónicos o ácidos carboxílicos en su estructura molecular; se utilizan en la coloración de nylon, lana y seda, industria alimenticia y papel. En cuanto a los colorantes ácidos para mordiente son conocidos también como colorantes al cromo y su estructura molecular generalmente presentan un grupo hidroxilo en posición orto respecto a un grupo azo o a otro hidroxilo ( <b>Figura 2</b> ).
Básicos	Tiñen en baño neutro las fibras animales y las vegetales mordentadas con taninos. La mayor parte de estos colorantes son compuestos amino o amino sustituidos solubles en ácidos que se insolubilizan alcalinizando la solución. Casi todos son triarilmetanos o xantenos. Por lo general son colorantes catiónicos que se utilizan para colorear acrílicos, nylon y poliéster.
Directos	Se fijan directamente sobre la fibra, generalmente lana y seda, son con frecuencia compuestos aniónicos azo.
Dispersos	Los colorantes dispersos se aplican en forma de materiales finamente divididos que se absorben en las fibras con las que forman una solución sólida. Usados para colorear los productos sintéticos modernos difíciles de colorear como el acetato de celulosa, plásticos y poliéster. Los colorantes de dispersión pueden tener diferentes estructuras químicas, las clases principales son las siguientes:  Colorantes azoicos: En su estructura molecular está presente uno o más grupos azo. Estos colorantes se depositan sobre la fibra mediante acoplamiento de materiales diazoicos durante su contacto con las fibras.  Colorantes antraquinónicos: Tienen un núcleo antraquinónico con grupos auxóchromos, hidroxilo y/o sulfónicos y son de gran aceptación por su potencia tintórea y brillantez.  Colorantes con grupo nitro difenil amina: Especialmente los amarillos y verde, con grupo cromóforo –NH-.  Los colorantes que actualmente están en el comercio, son el terasil, resolin y foron. Los colorantes terasil son colores de dispersión seleccionados específicamente para la tinta de poliéster.
Mordientes	Estos son los que se combinan con sales para formar materiales coloreados insolubles llamados lacas. Tiñen las fibras mordentadas con hidróxidos metálicos formando lacas.
Reactivos	Estos colorantes reaccionan para formar un enlace covalente entre el colorante y la fibra celulósica. Se preparan preferentemente haciendo reaccionar el cloruro de cianurilo con algunos colorantes de los grupos azoicos, antraquinones, ftalocianínicos, entre otros. Son sólidos a la luz y al lavado, poco resistentes al blanqueado.
Sulfurados	Son un grupo de colorantes de bajo costo que producen matices opacos en algodón. Obtenidos por fusión del sodio y azufre con diversas sustancias orgánicas, como aminas y fenoles. Tienen buena resistencia a la luz, al lavado y a los ácidos, pero son muy sensibles al cloro o hipoclorito.
Tina o cuba	De estructura química compleja y por lo general son derivados de antraquinona o indantreno. Los compuestos incoloros se utilizan para impregnar fibras de algodón, las que después son tratadas con un oxidante o se exponen al aire para desarrollar color. Al reducirlos en solución se vuelven en álcalis e incoloras, y se conocen como leucotinas. El colorante más conocido de esta clase es el indigo.

La segunda clasificación se hace con base en el grupo cromóforo principal que constituye el colorante **Tabla 2**.

**Tabla 2: Clasificación de los colorantes con base en el grupo cromóforo.**

<b>Colorante</b>	<b>Descripción</b>
Acridínicos	Presentan estructuras simétricas derivadas de la acridina; generalmente son de tonos amarillos rojo anaranjado o pardos. En su estructura molecular está presente un núcleo derivado de la acridina con grupos ácidos y sustituyentes amino.
Azinicos	En su estructura está presente un núcleo derivado de la fenazina. Son sustancias que por sí mismas no son coloreadas hasta que se introduce un grupo auxócromo en su estructura. Han sido remplazados por los colorantes azoicos y actualmente se fabrican poco.
Ftalocianina	Grupo de colorantes que se relacionan con la clorofila y la hemina pero que no se encuentran de forma natural y esto se convierte en el primer cromóforo sintético cien por ciento. Su estructura molecular se deriva del ftalonitrilo o bien de la porfirazina presenta cuatro núcleos unidos por cuatro átomos de nitrógeno exentos de metal o formando una molécula resonante con un metal polivalente.
Indigoides	En su estructura molecular está presente un núcleo de índigo con grupos auxócromo, hidroxilo, y/o sulfónicos y sustituyentes amino, halógeno, tio, entre otros; este grupo de colorantes son los más antiguos de manera natural y sintética.
Nitrosados	Presentan el grupo nitroso en su estructura molecular, este tipo de colorantes son de poca importancia comercial.
Sulfurados	Este tipo de colorantes se denominan así por tener un átomo de azufre en su estructura molecular además de que se solubilizan en una solución de sulfuro de sodio; sin embargo su estructura molecular es muy compleja y poco conocida. Son fácilmente oxidables. La mayoría de los miembros de este grupo son derivados de poliaminas aromáticas o hidroxiaminas. También existen en su estructura molecular grupos cromóforos constituidos por átomos de C y S.
Tiazólicos	Presentan el grupo cromóforo tiazol; sin embargo los derivados simples del tiazol no son sustancias coloreadas sino que el color se presenta al combinarse el tiazol con uno o más núcleos bencénicos; este grupo de colorantes son considerados como intermedios para la fabricación de otros colorantes que están clasificados en grupos diferentes por ejemplo, azoicos y antraquinónicos.
Trifenilmetano	Presenta grupos cromóforos y auxocrómicos y batocrómicos, pero es la instauración de los enlaces conjugados y el arreglo quinonoide de su estructura la causa de coloración; este grupo de colorantes es muy numeroso y variado de colores brillantes poco fijos que se consideran como los precursores de los colorantes sintéticos.
Xanténicos	En su estructura molecular se encuentra un grupo cromóforo ceto o amonio, son derivados del xanteno (dibencenpirano); es un grupo pequeño de colorantes que en los tonos amarillo y rojo presentan una fluorescencia extraordinaria.



**Figura 2:** Estructura del colorante Azul omega-cromo (colorante al cromo) (Riva *et al.*, 1988).

## 2.5 Colorantes tipo Azo

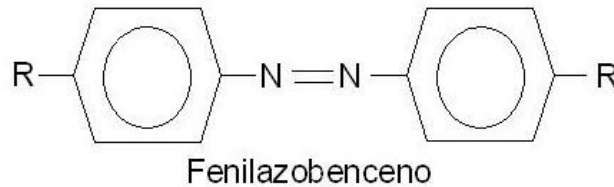
Los colorantes azo son el grupo más importante, de colorantes sintéticos. Generalmente son considerados como compuestos xenobióticos los cuales son muy recalcitrantes a la biodegradación (Padmavathy *et al.*, 2003). Los colorantes tipo azo son caracterizados por estar unidos mediante un enlace insaturado a moléculas de nitrógeno, estos son conocidos como enlaces azo (-N=N-) en asociación con un núcleo aromático o heterocíclico por un lado y por el otro pueden estar unidos a una molécula insaturada de tipo carbocíclica heterocíclica o alifática (**Figura 3**). Los grupos azo son generalmente adheridos a anillos de benceno y naftaleno. El color de estos compuestos azo se debe a los enlaces que están asociados a compuestos cromóforos (Bishop, 1996; Quezada y Buitrón, 1996).

De acuerdo al número de grupos azo (-N=N-) que presentan los colorantes azo, se subdividen en monoazo (un grupo), diazo (dos grupos), triazo (tres grupos), tetrakiazo (cuatro grupos) y poliazo (muchos grupos) (World Bank Group, 1998).

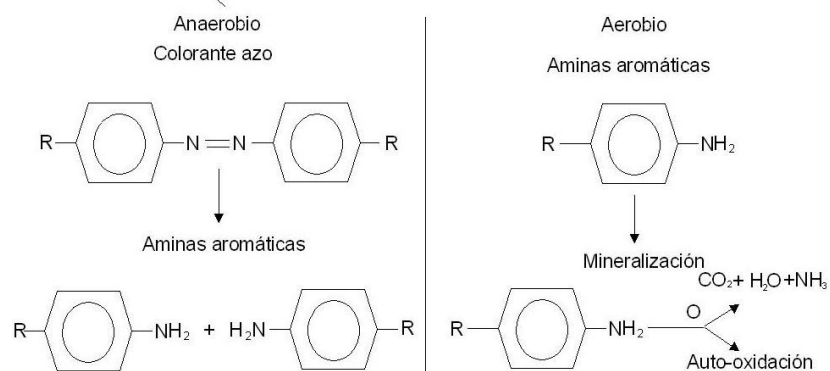
Por otra parte los colorantes pueden subdividirse también en dos grupos iónicos y no iónicos. Aunque el valor máximo de absorción está en el rango de la luz UV-visible (240 a 300 nm), las presiones de vapor disponibles son muy bajas, en el rango de 10-20 a 10-8 mmHg. Por lo general los colorantes azo iónicos son completa o parcialmente disociados en solución acuosa. Los colorantes azo no iónicos son poco solubles en agua (<100 mg/l) (López, 2004). Los colorantes de tipo azo solubles en agua son metabolizados por las azoreductasas de la microflora gastrointestinal y los insolubles son metabolizados por enzimas hepáticas. El primer paso catabólico de los colorantes azo, en el cual se presentan la disminución en el color es la reducción del doble enlace azo para producir aminas aromáticas (**Figura 4**). Estas arilaminas aparentemente no son mutagénicas por si mismas, sin embargo, en el metabolismo de los mamíferos pueden ser oxidadas a N-hidroxiderivados, y esos son subsecuentemente transformados en electrólitos



reactivos capaces de formar enlaces covalentes con el DNA (Cenniglia *et al.*, 1982). La mayoría de los colorantes tipo azo no poseen normalmente ningún efecto citotóxico, mutagénico o carcinogénico; pero las aminas producidas por el rompimiento de enlace probablemente si produzcan estas afectaciones (Bishop, 1996).



**Figura 3:** Estructura del cromóforo azo.



**Figura 4:** Mecanismo del proceso de degradación de los colorantes azo y aminas aromáticas durante el tratamiento aerobio y anaerobio (Van der Zee y Villaverde, 2005).

## 2.6 Biofiltros

Es el dispositivo o equipo para la retención o eliminación de determinados contaminantes orgánicos. El fluido se hace circular a través de un lecho de partículas que soporta bacterias, hongos, carbón activado etc., el cual es capaz de retener, por procedimientos físicos, químicos y fundamentalmente biológicos, aquellos contaminantes orgánicos (Jaquenod, 2005).

Los biofiltros funcionan generalmente por filtración lenta. La filtración lenta es, históricamente, la primera aplicación a gran escala de los tratamiento de purificación por medios granulares. Consiste en pasar agua a través de un lecho filtrante. La característica principal de los filtros lentos es la baja velocidad (menor a 1 m/h). En estos filtros se crea una película biológica en la interface agua-medio filtrante. Entre las ventajas de la filtración lenta se encuentra el que es muy rentable, no está sujeta a errores humanos y no requiere reactivos químicos.

## Biofiltros con empaque orgánico

La biofiltración es una tecnología conocida, utilizada para el tratamiento de gases y olores; cuyo principio consiste en hacer pasar los contaminantes del aire a un medio líquido a través de una columna de materia orgánica (biofiltro) humedecida, sobre la cual crecen microorganismos que se alimentan de estos contaminantes. Hace algún tiempo se comenzó a utilizar una variante de estos biofiltros para tratar aguas residuales y no solamente gases (Garzón, 2003)

Esta tecnología llamada biofiltración sobre cama orgánica incluye principios de un filtro percolador y el de un biofiltro para el tratamiento de gases y olores. Un filtro percolador, básicamente se compone de un tanque o recipiente en el cual se encuentra el relleno apropiado y sobre el que se riega con el agua residual, formándose una fina lámina de agua al caer a través del mismo. Sobre la superficie del relleno, se desarrolla una película de biomasa, que captura la materia orgánica disuelta en el agua a su paso. El agua se percola para ser recolectada debajo del filtro (Sainz, 2005). Por su parte, el biofiltro para olores consiste en una columna de materia orgánica humedecida a través de la cual se hacen pasar los contaminantes. Se trata entonces de un biofiltro percolador en el cual se lleva a cabo una infiltración muy lenta sobre un material orgánico con gran capacidad de adsorción que permite establecer un equilibrio entre la carga del contaminante y el desarrollo de diferentes poblaciones de microorganismos dentro del biofiltros.

### **2.7 Hongos ligninolíticos y compuestos xenobióticos**

Los hongos ligninolíticos han desarrollado un sistema enzimático único y no específico que funciona en el ambiente extracelular. El mecanismo del sistema degradador de lignina está basado en la producción de radicales libres. Este mecanismo permite que estas enzimas sean catalíticamente activas sobre una gran diversidad de sustratos orgánicos. Los contaminantes recalcitrantes, tales como bifenilos policlorados y explosivos aromáticos, los hidrocarburos policíclicos aromáticos y los plaguicidas organofosforados, son todos efectivamente mineralizados a CO<sub>2</sub> por varias especies de hongos ligninolíticos. Además, la poca especificidad de las enzimas de estos organismos les permite degradar mezclas complejas de contaminantes (Dávila *et al.*, 2006; Field *et al.*, 1993; Fernando *et al.*, 1990; Bumpus *et al.* 1993).

Se ha mostrado la oxidación de efluentes provenientes del blanqueo del papel con *Phanerochaete chrysosporium*, y se sugiere que la enzima responsable de la decoloración de tales efluentes es principalmente la manganeso peroxidasa (MnP) (Jaspers *et al.*, 1994).

Estudios de degradación de colorantes sintéticos han revelado que los hongos ligninolíticos son capaces de decolorar colorantes azo, trifenilmetano y heterocíclicos (Pointing, 2001).

## 2.8 Enzimas ligninolíticas de Hongos

Las enzimas ligninolíticas producidas por los hongos de la pudrición blanca son catalizadores poco específicos, que incluyen peroxidadas y lacasas. Son muy buenos para fines ambientales ya que son capaces de oxidar una gran diversidad de compuestos orgánicos con estructuras químicas diversas (Dávila *et al.*, 2006). A partir de los estudios con hongos ligninolíticos se comprobó que la degradación de la lignina daba lugar a productos que provenían de la ruptura oxidativa de anillos aromáticos (Dávila *et al.* 2006). Algunos años después, tres grupos reportaron de manera independiente, el descubrimiento de una ligninasa capaz de oxidar y despolimerizar la lignina y cuya actividad enzimática depende del peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>). A esta enzima se denomina ahora como lignino peroxidasa (LiP) (Shimada *et al.*, 1983; Tien, *et al.*, 1984). A partir de este hallazgo, se encontró la producción de dos hemoperoxidasas más: la manganeso peroxidada (MnP) que oxida el Mn<sup>2+</sup> a la especie oxidante Mn<sup>3+</sup>, mientras que recientemente en los géneros *Pleurotus* y *Bjerkandera* se ha descrito una versátil MnP (VP). Además de estas peroxidadas, se detectó la producción en estos hongos ligninolíticos de una cuarta enzima, una fenol oxidasa denominada lacasa. Estas enzimas ligninolíticas pueden actuar separadas o en cooperación, dependiendo de si el hongo es capaz de producir una o más. Rodríguez y col (1999), identificaron la actividad decolorante en los hongos ligninolíticos para 27 colorantes de uso textil. La decoloración se llevó a cabo *in vivo* en un medio sólido y en fermentación líquida con las cepas de *P. ostreatus*, *P. chrysosporium* y *Caldariomyces fumago*; resultando *P. ostreatus* la cepa con mayor capacidad decolorante en estos medios. Se estudiaron los extractos extracelulares de *P. ostreatus* en la fermentación líquida, así como aquellos provenientes de la fermentación en estado sólido utilizando trigo y avena como sustratos. Se encontró actividad decolorante en el fluido extracelular para 5 de 27 colorantes probados. La fermentación llevada a cabo en material lignocelulósico estimuló considerablemente la actividad decolorante. Recientemente se realizaron estudios usando un extracto crudo enzimático de *Pleurotus ostreatus* en donde a pH de 4 y a concentraciones de 240 ppm del colorante Drimaren Blue X-3LR es capaz de remover 98.84 % del color en 24 horas (Teixeira *et al.*, 2010).

### 2.8.1 Lacasa

Son enzimas multicobre que pertenecen al grupo de las oxidadas azules que catalizan la oxidación de una amplia variedad de compuestos orgánicos e inorgánicos, como difenoles, los polifenoles, diaminas y aminas aromáticas (More *et al.*, 2011). Las lacasas (p-difenol: oxígeno óxido reductasas E.C.: 1.10.3.2) son glicoproteínas, forman parte de las enzimas ligninolíticas que los hongos de pudrición blanca utilizan para degradar la lignina. Estas enzimas utilizan el oxígeno molecular como aceptor de electrones, reduciéndolo a agua (Shah y Nerud, 2002). La lacasa es una enzima extracelular posee un grupo N-glicosilato que presenta en su estructura dos monosacáridos: manosa y N-

acetilglucosamina; contiene además cadenas glicosídicas unidas a oxígeno y nitrógeno, cuya masa molecular se encuentra entre 60-390 kDa y punto isoeléctrico a pH 4 (Call, 1997).

Esta enzima requiere de peróxido de hidrógeno que oxida al ión hierro para aumentar el estado de oxidación en el cual la enzima es capaz de despolimerizar lignina y sus derivados para llevar a cabo su ciclo catalítico, además reduce el oxígeno a agua y simultáneamente realiza la oxidación de un electrón y muchos sustratos aromáticos. La lacasa oxida aminas aromáticas, coloca aldehídos y compuestos no fenólicos como radicales libres (Zille *et al.*, 2003).

En su estructura tiene un sitio activo el cual posee cuatro átomos de cobre (como Cu<sup>2+</sup> en el resto de la enzima) los cuales están distribuidos en tres sitios diferentes de su estructura. El sitio cobre tipo 1 es el responsable del color azul y en el sitio cobre tipo 3, se incorporan dos átomos de cobre en el centro activo (Piscitelli *et al.*, 2010).

La catálisis de la lacasa se produce con la reducción de una molécula de oxígeno para la oxidación del agua acompañado de un electrón de una amplia gama de compuestos aromáticos (Bourbonnais *et al.*, 1996). Esto da lugar a la oxidación en la generación de radicales libres que se pueden convertir en quinonas en una reacción catalizada por la enzima en segundos. La catálisis de la lacasa se realiza en tres pasos: 1 Tipo I de reducción de Cu por el sustrato, 2 la transferencia de electrones de tipo I Cu para el tipo II Cu y tipo III Cu del grupo trinuclear, 3 la reducción de oxígeno a agua en el grupo trinuclear (Gianfreda *et al.*, 1999).

### **2.8.2 Manganeso Peroxidasa (MnP)**

La MnP es una enzima del tipo hemo extracelular producida por hongos de la pudrición blanca. La MnP cataliza la oxidación del Mn (II) a Mn (III) y es peróxido dependiente, es decir necesita de peróxido para llevar a cabo la reacción (Sundaramoorthy *et al.*, 2010). El ciclo catalítico de la MnP involucra la reacción del sitio activo de la enzima con el peróxido de hidrógeno. Esto produce la reducción del H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a H<sub>2</sub>O y la oxidación por dos electrones de la proteína férrica a un intermediario denominado compuesto I. Dicho compuesto puede ser oxidado ya sea por Mn<sup>+2</sup> o por sustratos fenólicos, generando el componente II. El ciclo es completado cuando el componente II gana un electrón, produciendo que la enzima detenga su actividad (Gayosso *et al.*, 2004). La MnP puede ser capaz de rivalizar con las aplicaciones biotecnológicas potenciales de lacasas. Esto es evidente en los estudios que ilustran que la presencia de MnP puede aumentar el grado de decoloración de colorantes. La MnP es capaz de catalizar la oxidación de varios fenoles, aminas aromáticas y colorantes (Dashtban *et al.*, 2010).

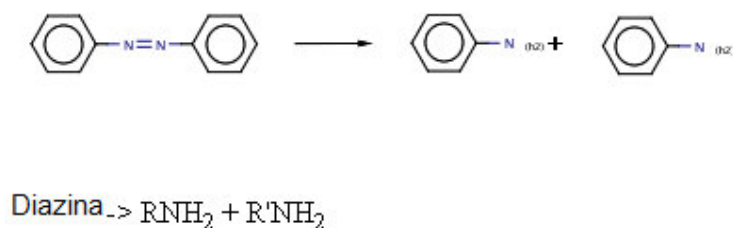
### 2.8.3 Versátil Peroxidasa (VP)

La VP son enzimas hemo que combinan las propiedades catalíticas de las lignino peroxidasas y las MnP, siendo capaces de oxidar  $Mn^{2+}$  a  $Mn^{3+}$ , así como compuestos fenólicos y no fenólicos-aromáticos en ausencia de mediadores (Pogni *et al.*, 2006). El proceso catalítico (iniciado por el peróxido de hidrógeno) es similar al de las peroxidasas clásicas, incluye la sustracción de 2 electrones de la enzima en estado basal por el  $H_2O_2$  para producir un radical catiónico (Pogni *et al.*, 2006).

La VP también posee una alta afinidad hacia el  $Mn^{2+}$ , hidroquinonas y colorantes, es capaz de oxidar al alcohol veratrílico (a veratril aldehído), dimetoxibenceno y dímeros de lignina aunque con menor afinidad que la LiP y la MnP (Ruiz-Deñías *et al.*, 2008).

### 2.9 Rutas para la degradación de colorantes azo.

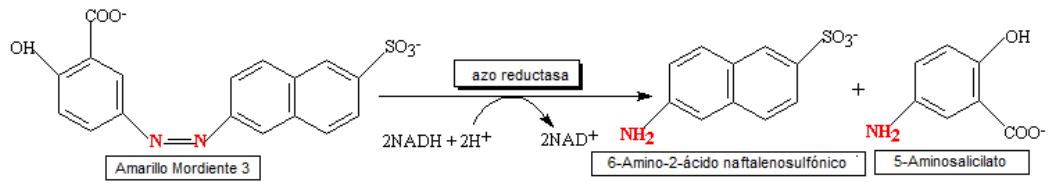
La biodegradación de un colorante procede en dos etapas la primera consiste en la división reductiva (condiciones anaerobias) de los enlaces azo, originando la formación de aminas aromáticas (**Figura 5**). La segunda etapa trata de la degradación de las aminas aromáticas (proceso aerobio). Con referencia a la base de datos de biodegradación/biocatálisis de la Universidad de Minnesota, se sabe que por regla general la biodegradación de los colorantes azo siguen la siguiente ruta:



**Figura 5:** Degradación de la diazina

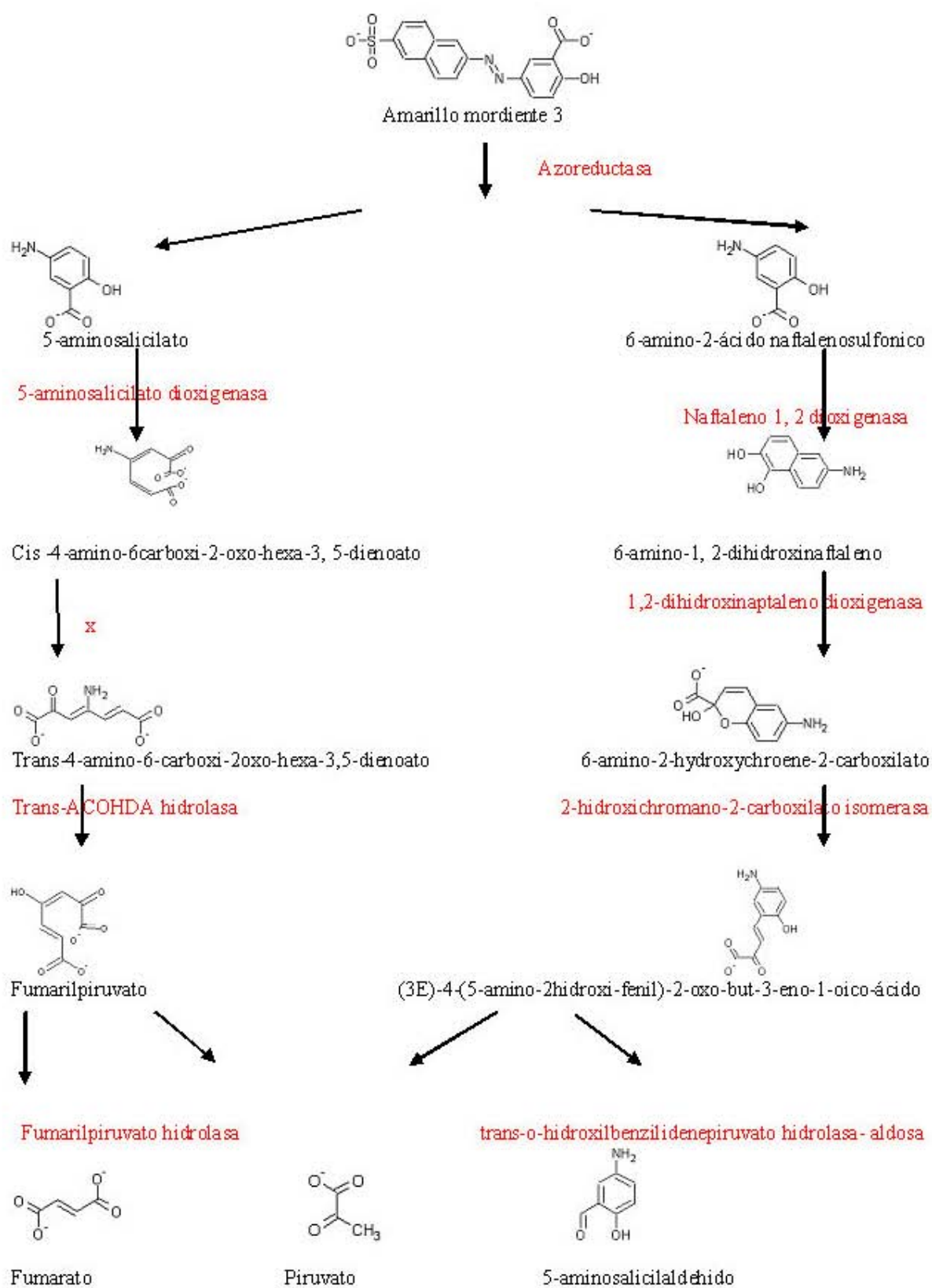
La base de datos de biodegradación/biocatálisis de la Universidad de Minnesota (<http://umbbd.msi.umn.edu/index.html>) es una base de datos en línea y gratuita que contiene catálogos de información sobre las reacciones biocatalíticas microbianas y rutas de biodegradación, principalmente para los compuestos orgánicos xenobióticos. En la actualidad, contiene casi 1200 compuestos, más de 800 enzimas y 1300 reacciones (Gao *et al.*, 2009).

En dicha base de datos también se encontró el mecanismo enzimático de la azo reductasa sobre el Amarillo mordiente 3, que es un colorante azo típico. La reacción se muestra a continuación en la **Figura 6**:



**Figura 6:** Mecanismo enzimático de la azo reductasa sobre el colorante amarillo mordiente 3 (Haug *et al.*, 1991)

La ruta de degradación del colorante azo es larga e intervienen diferentes tipos de enzimas. Para la remoción de aminas por medio de enzimas existen diferentes pasos intermedios (**Figura 7**).



**Figura 7:** Ruta de degradación para un colorante azo (Amarillo mordiente 3) (Gao *et al.*, 2009).

## **2.10 Efecto de inhibición de enzimas por compuestos presentes en efluentes textiles.**

Como se mencionó anteriormente existen numerosas variedades de colorantes sintéticos utilizados para el teñido de textiles y otras aplicaciones industriales. Además de diferentes tintes los materiales que pueden predominar en aguas residuales textiles son:

**Compuestos de nitrógeno:** Los aditivos usados para el proceso de baño de tinte son compuestos que contienen nitrógeno, estos son la principal fuente de nitrógeno en el efluente textil. Además de las fuentes de amoníaco los productos químicos son utilizados en la impresión y procesos de teñido. Mientras que la pastas de estampado tienen grandes cantidades de urea otra fuente de nitrógeno (Satyanarayana *et al.*, 2012).

En la industria textil se utiliza comúnmente el bromuro de cianógeno para el tratamiento de tejidos y cianuro de hidrógeno en la fabricación de fibras sintéticas. Esta clase de compuestos se caracteriza por la presencia de un grupo C=N (ciano) e incluye cianuros, nitrilos (R-C=N) y sustancias químicas relacionadas, como cianógenos, isocianatos, cianamidas. La toxicidad de este grupo se debe principalmente al ión cianuro, que cuando se libera al organismo es capaz de inhibir a muchas enzimas y en especial, a la citocromo oxidasa.

**Compuestos de fósforo:** En aguas residuales textiles, los efluentes de baño de teñido que contienen tampones de fosfato son la principal fuente de fósforo. Los fosfatos se utilizan en diferentes etapas de procesamiento textil húmedo. Por ejemplo en tampones, descruzado, acondicionadores de agua, tensoactivos y algunos acabados (Satyanarayana *et al.*, 2012).

**Cloruros:** Los iones de cloruro en el proceso de blanqueo y teñido con la principal fuente de su presencia en el efluente textil. En el blanqueo compuestos que contienen cloro son los que se utilizan con más frecuencia. El cloruro de sodio se utiliza en grandes cantidades en la tintura reactiva (Satyanarayana *et al.*, 2012).

**Metales:** Los metales entran a las aguas residuales de muchas maneras, el suministro de agua entrante, piezas metálicas (como bombas, tuberías, válvulas etc.) agentes oxidantes y reductores, electrólitos, ácidos y bases, colorantes y pigmentos. La principal fuente de metales se da en el proceso de tintura, porque los colorantes más usados contienen cromo, cadmio, zinc o los átomos de metales (Satyanarayana *et al.*, 2012). Las enzimas suelen ser muy sensibles a la presencia próxima de iones metálicos o de tipo; en ocasiones la participación de estos iones (Ca, Co, Cu, Fe, Mg, Mn, Se, Zn, Cl<sup>-</sup>, SH<sup>-</sup>, etc.) es imprescindible para la función enzimática (Repetto *et al.*, 2009).

**Tensoactivos:** Los tensoactivos son ampliamente utilizados en el proceso textil, ya que disminuye la tensión interfacial del agua y otros materiales. Los más



utilizados son los tensoactivos aniónicos (jabones), sulfonatos, sulfatos y fosfatos (Satyanarayana *et al.*, 2012).

Se han realizado algunos estudios referentes al uso de surfactantes ya que la adición de estos puede conducir a la desnaturalización de enzimas. Realizaron un estudio con la adición de agentes surfactantes no iónicos (Tween 20, Tween 80, Tritón X-100) aniónicos (SDS) y agente quelante EDTA sobre la enzima Tanasa, en concentraciones (0.01-0.1%). Obtuvieron que el Tritón X-100 originó una pérdida de actividad de la enzima. El EDTA es un potente inhibidor de enzimas dependientes de metales y es utilizado en algunos inhibidores comerciales de proteasas; funciona quelando metales como el zinc y el plomo indispensables para la catálisis de algunas enzimas. Observaron inhibición del 20% de la actividad de la enzima cuando se incubó con 0.01-0.1% de EDTA (Rodríguez Duran *et al.*, 2009).

# ANTECEDENTES

---

## 3.1 Biodegradación de colorantes tipo azo

Debido a las desventajas que presentan los tratamientos fisicoquímicos, por ejemplo en intercambio iónico los solventes orgánicos son caros y solo tienen aplicaciones específicas, en coagulación se obtienen grandes cantidades de lodos a tratar por lo que incrementa el costo. Por estas y algunas otras desventajas se ha generado un gran interés por buscar otros procesos y condiciones de operación por medio de los cuales sea posible mineralizar los colorantes azo. Tal es el caso de los procesos biológicos bajo diferentes condiciones de oxígeno como los procesos anaerobios, aerobios y la combinación de estos.

Hasta 1981 se había reportado que los colorantes no se degradaban por medio de procesos aeróbicos. Sin embargo, Kulla (1981) menciona que con un proceso adecuado de aclimatación, la degradación con bacterias aerobias resulta factible. Se ha reportado que durante los tratamientos aerobios muchos colorantes azo pueden ser decolorados. Tal es el caso del Anaranjado ácido 7 (AA7), Anaranjado ácido 8 (AA8), Anaranjado 24, Amarillo ácido 151 (AA151), Rojo ácido 18 (RA18) y otros. Sin embargo, únicamente los colorantes AA7 y AA8 fueron mineralizados (formación de CO<sub>2</sub> y agua) bajo condiciones aerobias (Bishosp y Jian, 1994).

## 3.2 Experimentos de la degradación de colorantes por hongo

Los hongos también han sido utilizados para la inoculación de biofiltros, los cuales proporcionan varias ventajas en comparación con los biofiltros inoculados con bacterias, entre ellas una mayor resistencia a la acidificación y una mayor superficie de contacto. Los primeros reportes de degradación aerobia de colorantes azo mediante hongos blancos de la putrefacción apareció en 1990, cuando Cripps *et al.*, (1990) demostraron que una limitante de nutrientes en los cultivos de *P. chrysosporium* daba como resultado la decoloración del colorante azo Naranja Ácido 7. En (1992) Pasti- Grigsby realizó un ensayo en donde probó la decoloración de 22 colorantes azo por *S. chromofus* y *P. chrysosporium*. En tal estudio obtuvo que *P. chrysosporium* es viable para decolorar 19 colorantes tipo azo. Encontró que el colorante amarillo ácido 9 puede ser degradado en un rango de 85 al 99% a concentraciones de 150ppm. Esto ha sido comprobado no solamente con *P. chrysosporium* sino que también con otros varios hongos principalmente del género de la podredumbre blanca (*Geotrichum candidum*, *Tremetes versicolor*, *Bjerkandera adusta*, *Penicillium sp.*, *Pleurotus ostreatus*, *Pycnoporus cinnabarinus*, y *Pyricularia oryzae*) que son capaces de decolorar soluciones de colorantes azo con estructuras químicas más complejas. Más recientemente estudios han

demostrado que enzimas excretadas por *Grifola frondosa* son capaces de decolorar, colorantes azo como el Azul brillante de remazol R y el azul de bromofenol (Nitheranont et al., 2011). Los hongos de la podredumbre blanca (como lo son *P. ostreatus* y *P. chrysosporium*) han sido utilizados ampliamente para la degradación de muchos contaminantes e incluso los más complejos; esta capacidad de degradación de xenobióticos es ampliamente relacionada con la actividad ligninolítica y las enzimas que segregan estos hongos.

### **Experimentos de la degradación de colorantes por *Pleurotus ostreatus***

Los hongos del género *Pleurotus* son basidiomicetos de pudrición blanca, con un alto valor nutricional, propiedades terapéuticas y variadas aplicaciones biotecnológicas. *P. ostreatus* debe su nombre a su crecimiento microscópico en forma de ostra; su sombrero mide entre 5 y 15 cm, aunque en ocasiones alcanza dimensiones mucho mayores, es liso y tiende a ser convexo a plano-convexo, su tonalidad varía desde gris claro hasta marrón oscuro, pasando por tonalidades intermedias, a veces con reflejos azulados. El crecimiento en placa presenta crecimiento radial, de color blanco y algodonoso. Su cultivo es sencillo, es un hongo saprofito, crece naturalmente en madera en descomposición; su cultivo artificial se realiza en cubos de madera, cascarilla de arroz, aserrín, tallos de algodón, desechos agrícolas y hemicelulosa. El hongo *P. ostreatus* posee la capacidad de degradar grandes polímeros (lignina y celulosa) que constituyen el substrato vegetal, así como contaminantes ambientales mediante la secreción de un complejo enzimático. La efectividad de degradación depende en gran medida de las oxidoreductasas extracelulares y de los metabolitos secundarios de bajo peso molecular. Tres diferentes familias enzimáticas han sido caracterizadas en este género: Manganese peroxidada, Versátil peroxidada, y Lacasa. Gracias a la presencia de todas estas enzimas, *Pleurotus ostreatus* ha sido usado en biorremediación de sustancias tóxicas (Cohen et al., 2002). Rodríguez et al. (1999) hicieron comparaciones entre 15 diferentes cepas de hongo para evaluar su capacidad de decoloración sobre algunos colorantes. Entre los géneros estudiados se encontraba *Phanerochaete*, *Pleurotus* y *Trametes*. Siendo estos dos últimos los que más altos valores de decoloración presentaron. En este estudio se identificó a la lacasa como la enzima responsable de dicha decoloración.

La utilización de hongos del género *Pleurotus* para la degradación de xenobióticos, en este caso el colorante (Buitron,1996), se basa en la inespecificidad del sistema degradativo desarrollado por estos hongos para despolimerizar y mineralizar la lignina, polímero aromático estructuralmente relacionados con muchos compuestos que causan problemas de contaminación al ambiente; esta capacidad de *Pleurotus* y otros hongos se debe a la presencia de enzimas extracelulares como la Manganese-Peroxidasa (MnP), y la lacasa (Renhammar y Malstrom, 1981).

*P. ostreatus* es reportado como degradador de compuestos contaminantes azo. Kwang-Soo *et al.*, (1997) mencionan que las enzimas de este hongo decoloraron a varios tintes recalcitrantes como el trifenilo de metano, heterocíclicos, poliméricos y tipo azo. En sus experimentos el azul de bromofenol fue el colorante que obtuvo hasta el 98 % de decoloración a una concentración de 52 µL de colorante por 3 mL de enzima. Ellos hicieron cultivos de *P. ostreatus* en medios limitados de nitrógeno para la obtención de las peroxidasas y la actividad decoloradora fue determinada espectrofotométricamente.

Moeller y Garzón (2003) realizaron una comparación entre 3 diferentes tipos de hongos basidiomicetos. En tal comparación encontraron que *Pleurotus ostreatus* tiene un mayor porcentaje de remoción de color **Tabla 3**. Dellamatrice *et al.*, (2005) y Dávila (2005) reportaron decoloración y disminución de toxicidad con *P. ostreatus* como se muestra en la **Tabla 3**. Rodríguez (2006) realizó un estudio para la selección de cepas de *P. ostreatus* con potencial para el tratamiento de aguas coloreadas. Con este objetivo realizó una estrategia de selección basada en parámetros como el índice de crecimiento a temperatura ambiente, en medios colorantes y residuos coloreados. También en el (2006) Gomez demostró que los complejos enzimáticos ligninolíticos presentes en *P. ostreatus* tienen potencial aplicación en la degradación de residuos xenobióticos **Tabla 3**.

Alatorre (2007) menciona en su trabajo sobre diseño de reactores que el reactor con una relación geométrica 6:1 (altura: diámetro) posee mejor desempeño en la remoción de color y un mejor funcionamiento hidráulico ya que presenta una menor cantidad de zonas muertas **Tabla 3**.

Faroco *et al.*, (2009) demostraron en su trabajo sobre bioremediación de aguas residuales con colorantes industriales que *P. ostreatus* es capaz de decolorar el 40 % y el 60 % de colorantes ácidos en agua residual en concentración de 0.10 g/L **Tabla 3**.

En el 2009 Garzón en su trabajo reportó que el tratamiento realizado con *P. ostreatus* fue el más efectivo en la remoción del colorante antraquinoides Azul disperso 3, el cual presentó un porcentaje de remoción de 62,39 % a una concentración de 51.9 mg/L.

Teixeira (2010) reportó que las lacasas producidas por *P. ostreatus* son eficientes para remover concentraciones de 240ppm Drimaren Blue X-3LR y Drimaren Blue X-BLN en un 96.99 y 68.02 % **Tabla 3**. En el mismo año Papinutti y Forchiassin (2010) en su investigación de decoloración con residuos sólidos provenientes de la producción de *P. ostreatus*, encontraron que las enzimas manganeso peroxidada y lacasa eran capaces de decolorar el 100% del azure B (colorante heterocíclico) y carmín índigo (colorante índigoide) **Tabla 3**. Landolo (2011) realizó un estudio para la decoloración de aguas residuales. Mediante una fermentación en un reactor de lecho fijo con *P. ostreatus*

colonizado en residuos de manzana. En su ensayo obtuvo un 50 % de decoloración a una concentración de color de 100 mg/L **Tabla 3**.

Garzón (2003) realizó una investigación sobre la remoción de contaminantes a través de la biofiltración sobre turba de 3 diferentes tipos de aguas residual **Tabla 3**.

De acuerdo a la literatura revisada *P. ostreatus* es capaz de remover colorantes azo en aguas sintéticas desde concentraciones de 100 mg/L y DQO desde 200 mg/L. Esto es posible ya que las enzimas ligninolíticas de los hongos de la pudrición blanca como *P. ostreatus* tienen la habilidad de degradar compuestos recalcitrantes y capacidad para la decoloración de varias clases de colorantes industriales (Robinson *et al.*, 2001). También algunos autores demuestran la viabilidad de empacar *P. ostreatus* en biofiltros ocupando diferentes sustratos como medio de soporte. Entre los sustratos utilizados por los autores citados, la turba tiene propiedades muy benéficas para el sistema de biofiltración, ya que es capaz también de remover color y DQO. Además de ofrecerle a *P. ostreatus* un medio de soporte, fuente secundaria de nutrientes, puede adsorber y absorber contaminantes ayudando así a la pronta remoción de color y DQO.

**Tabla 3: Casos de estudio sobre las tecnologías usadas para la remoción de colorantes por *P. ostratus*.**

Título	Remoción de materia orgánica y decoloración	Descripción	Fuente
Desarrollo de tecnologías convencionales para el tratamiento de efluentes de la fabricación de colorantes tipo azo.	de <i>P. ostreatus</i> y <i>P. chrysosporium</i> se obtuvo una decoloración de 12.5 % Y con <i>C. versicolor</i> 19.2 %	Realizaron una comparación entre <i>P.ostreatus</i> , <i>P. chrysosporium</i> y <i>C. versicolor</i> donde midieron la remoción de color. <i>P. ostreatus</i> demostró mayor remoción de color (colorante ácido 24 a una concentración de 250 mg/L) y lo utilizaron en reactores empacados con turba.	Moeller y Garzón (2003)
Degradación fúngica del colorante naranja ácido 24.	Reportó que: <i>P. ostreatus</i> decolora 60% al colorante naranja ácido 24 y 40% de DQO. <i>P. Chrysosporium</i> decolora 90% al naranja ácido 24 y 60% de DQO. La turba funciona de manera óptima al servir como soporte al micelio y representar una fuente alterna de nutrientes y presentar procesos de sorción de colorantes	En su investigación consistió en probar la decoloración del colorante naranja ácido 24 (colorante azo) a concentraciones de 1000 mg/L. Su experimento consistió en evaluar la decoloración con ambas cepas primero en medio de cultivo líquido mezclado con el colorante. Posteriormente la cepa que mostró mejores resultados la inoculo en un biofiltro donde el medio de soporte fue turba.	Dávila (2005)

**Tabla 3: Casos de estudio sobre las tecnologías usadas para la remoción de colorantes por *P. ostratus*.**

Título	Remoción de materia orgánica y decoloración	Descripción	Fuente
Diseño de reactores empacados para la remoción de color en aguas residuales industriales.	Reportó remoción del 50% de color con <i>P. ostreatus</i> .	En su trabajo obtuvo que el reactor con relación geométrica 6:1 (altura diámetro) posee mejor desempeño en la remoción de color y mejor desempeño hidráulico. También encontró que el tiempo de retención hidráulico ideal para la remoción de color se encuentra entre 12 y 24 hr a una concentración de 500 mg/L. Además argumentó la viabilidad de la turba para la remoción de contaminantes	Alatorre (2007)
La biofiltración sobre cama de turba, un tratamiento eficiente para diferentes tipos de agua residual industrial.	Reportó remociones DQO mayores al 90%	Su investigación consistió en la remoción de contaminantes a través de la infiltración sobre turba de 3 diferentes tipos de aguas residual: agua residual de una granja porcícola, agua con colorante naranja acido 24 a una concentración de 250 mg/L y agua residual de un complejo petroquímico	Garzón (2003)

**Tabla 3: Casos de estudio sobre las tecnologías usadas para la remoción de colorantes por *P. ostreatus*.**

Título	Remoción de materia orgánica y decoloración	Descripción	Fuente
Selección de cepas de <i>P. ostreatus</i> para la decoloración de efluentes industriales.	Remoción de color del 50% con las cepas 3022 y 3024 de <i>P. ostreatus</i>	Realizó un estudio para la selección de las cepas de <i>P. ostreatus</i> con potencial para el tratamiento de aguas coloreadas, basándose en el índice de crecimiento a temperatura ambiente. Esto lo realizó en medios colorantes y residuos coloreados. Además ensayó la decoloración de los residuos líquidos de destilería (vinaza) y del cultivo de setas comestibles (extracto líquido de pulpa de café), mediante el cultivo sumergido de este hongo.	Rodríguez (2006)
Decoloración de efluentes y lodos urbanos por <i>Pleurotus sajor-caja</i> y <i>P. ostreatus</i> .	<p>Reportaron que: <i>P. ostreatus</i> no produce una decoloración de lodos y efluente.</p> <p><i>P. ostreatus</i> reduce el contenido de carbono en lodos.</p> <p><i>P. ostreatus</i> disminuye la toxicidad de los efluentes por medio de mecanismos diferentes de la adsorción.</p> <p><i>Pleurotus sajor-cajuF2</i> y F6 son viables para la decoloración de lodos.</p> <p>Las 3 cepas producen grandes cantidades de lacasa y manganeso peroxidasa en presencia de lodos.</p>	<p>En su investigación sobre decoloración de un efluente municipal que contenía aguas domésticas y de origen textil utilizaron 3 cepas de <i>Pleurotus sajor-cajuF2</i> y F6 y <i>P. ostreatus</i>. Realizaron ensayos con <i>P. ostreatus</i> estéril y sin esterilizar en los cuales evaluaron espectrofotométricamente la decoloración y con <i>Hydra attenuata</i>. Además hicieron ensayos de actividad enzimática para lacasas y manganeso peroxidasa.</p>	Dellamatrice <i>et al.</i> , (2005)



**Tabla 3: Casos de estudio sobre las tecnologías usadas para la remoción de colorantes por *P. ostratus*.**

Título	Remoción de materia orgánica y decoloración	Descripción	Fuente
Biodegradación del Azul Brillante Remazol R por un complejo enzimático producido por <i>Pleurotus ostreatus</i> .	La decoloración del azul brillante remazol R por el extracto enzimático fue del 100% a una concentración de color de 0.2 % (V/V) a un pH de 4.	En su trabajo ellos obtuvieron un extracto enzimático y midieron la actividad enzimática de la peroxidada y lacasa. Además determinaron la concentración óptima de peróxido de hidrógeno y pH en donde trabajan mejor las enzimas. En su estudio la decoloración del Azul Brillante Ramazol R con <i>P. ostreatus</i> fue monitoreada espectrofotométricamente a 592 nm	Gómez (2006)
Bio-remediación de aguas residuales coloreadas de la industria por hongos de la podredumbre blanca <i>P. chrysosporium</i> y <i>P. ostreatus</i> y sus enzimas.	<i>P. ostreatus</i> es capaz de decolorar el 40 % y el 60 % de colorantes ácidos en agua residual a una concentración de 0.10 g/L de colorante.	Evaluaron la capacidad de decoloración de <i>P. ostreatus</i> y <i>P. chrysosporium</i> en aguas residuales con colorantes de la industria. Realizaron ensayos enzimáticos donde midieron la actividad enzimática la lacasa, manganeso peroxidasa, lignino peroxidasa. La decoloración fue evaluada espectrofotométricamente	Faroco <i>et al.</i> , (2009)

**Tabla 3: Casos de estudio sobre las tecnologías usadas para la remoción de colorantes por *P. ostreatus*.**

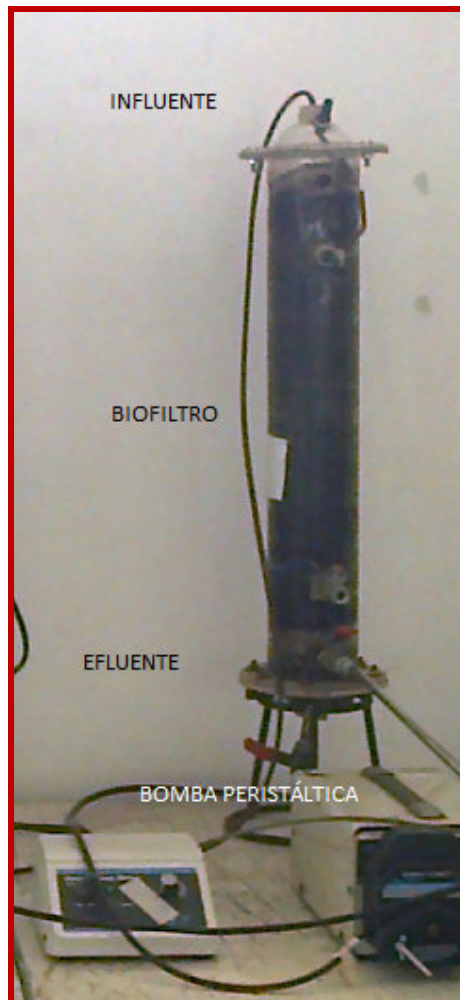
Título	Remoción de materia orgánica y decoloración	Descripción	Fuente
<p>Extracción y aplicación de las lacasas de setas Shimeji (<i>Pleurotus ostreatus</i>) para la decoloración de residuos de los colorantes reactivos y un estudio comparativo con lacasa comercial de <i>Aspergillus oryzae</i>.</p>	<p><i>P. ostreatus</i> es capaz de remover concentraciones de 240ppm Drimaren Blue X-3LR y Drimaren Blue X-BLN en un 96.99 y 68.02 %.</p>	<p>Este estudio comparó la acción de una lacasa comercial con un extracto enzimático de <i>P. ostreatus</i> para la decoloración de Drimaren azul X-3LR (DMBLR), Drimaren azul X-BLN (DMBBLN), Drimaren Rubinol X-3LR (DMR), y Drimaren azul CR (rbbr).</p> <p>La remoción del color y la actividad enzimática fueron evaluadas espectrofotométricamente.</p>	<p>Texteira (2010)</p>
<p>Fermentación fúngica de estado sólido de desechos agroindustriales para la decoloración de aguas residuales ácidas en un reactor de lecho fijo.</p>	<p>En su ensayo obtuvo un 50 % de decoloración a una concentración de color de 100 mg/L</p>	<p>Realizaron un estudio para la decoloración de aguas residuales. Mediante una fermentación en un reactor de lecho fijo con <i>P. ostreatus</i> colonizado en residuos de manzana.</p> <p>La decoloración se evaluó por la diferencia del espectro de absorción.</p>	<p>Landolo (2011)</p>

# METODOLOGÍA

---

## 4.1 Sistema experimental

La fase experimental se llevó a cabo de acuerdo con la metodología descrita en los incisos 4.2 a 4.9.3 y resumida en la **Figura 12**. El sistema experimental consistió de 4 biofiltros separados uno del otro. De los cuales dos de ellos fueron empacados únicamente con turba. Los otros dos fueron empacados con turba e inoculados con *P. ostreatus* (**Tabla 4**). Los biofiltros se evaluaron bajo dos condiciones diferentes de operación (dos cargas orgánicas diferentes). En la parte inferior del reactor se tiene con una cama de grava fina para evitar que el medio de soporte obstruya la manguera de efluente. Los modelos fueron a escala laboratorio y se ilustran en la **Figura 8**. El sistema experimental propuesto fue con base en los estudios realizados por Dávila (2005).



**Figura 8:** Biofiltro.

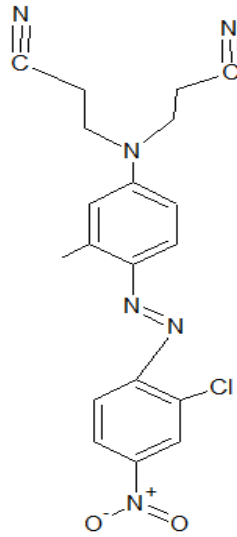
El experimento se diseñó de tal manera que permitió evaluar, el efecto de la turba inoculada con *P. ostreatus* y sin esterilizar (reactor 4, R4) y se pudiera medir el efecto de la esterilización (reactor 2, R2). Así mismo, poder evaluar el efecto de la esterilización del material de empaque (reactor 3, R3), comparándolo con un reactor sin esterilizar y sin inocular con *P. ostreatus* (reactor, R1)

**Tabla 4: Características del empaque de cada biofiltro.**

Reactor	Identificación	Características del empaque
1	R1	Empacado con turba sin esterilizar.
2	R2	Empacado con turba estéril e inoculado con <i>P. ostreatus</i>
3	R3	Empacado con turba estéril.
4	R4	Empacado con turba sin esterilizar e inoculado con <i>P. ostreatus</i>

#### 4.2 Agua residual a tratar

El agua a tratar provino de una industria productora de hilos, ubicada en el municipio de Jiutepec, Morelos, México donde utilizan en sus procesos de teñido colorantes azo, que son objeto de estudio de este trabajo. Este efluente presenta una problemática especial con los colorantes ya que, después del proceso de elaboración de sus productos, su efluente presenta una concentración elevada de DQO (8000 mg/L) y de concentración de color (566 mg/l). El efluente a tratar provino de una de las tinas de tintura de hilos, el colorante empleado fue Negro Terasil SRL (**Figura 9**). En el **Anexo 9** se muestra la formulación de esta tintura así como las características de cada compuesto. Debido a las altas concentraciones de este efluente (materia orgánica y color) y para cumplir con las cargas de trabajo de esta tesis se decidió trabajar con los siguientes factores de dilución (FD) 10 y 37. Ya que al trabajar con el agua cruda como tal o con una concentración alta de esta agua residual, se podría perder la biomasa formada en los biofiltros. Por trabajos anteriores se sabe que con DQO de 200 mg/L, los biofiltros trabajan muy bien. Sin embargo en un inicio se probó con DQO más altas. Al no obtener resultados satisfactorios, se decidió trabajar con una DQO de 200 mg/L, es decir el agua cruda se diluyó 37 veces. La caracterización de esta agua diluida se muestra en la **Tabla 5**.



**Figura 9:** Estructura del colorante negro Terasil SRL (<http://www.lookchem.com/>).



**Figura 10:** Hilos después del proceso de teñido con el colorante negro Terasil SRL.

**Tabla 5: Características de los influentes utilizados**

Parámetro	Influente 1 (FD. 10)	Influente 2 (FD. 37)
DQO (mg/L)	841	217
Color aparente (Upt/Co)	2130	233
Color verdadero (Upt/Co)	1780	79
Concetración de color(mg/L)	56.6	13.5
SDT (g/L)	0.3	0.1
pH	5.2	8.3
Temperatura (°C)	23.7	23.7
Fósforo total (mg/L)	8.6	4.5

#### 4.3 Caracterización del efluente textil

Para la caracterización de este efluente textil se determinaron las características fisicoquímicas en función de los siguientes parámetros: pH, sólidos disueltos totales (SDT), concentración de color (espectrofotométricamente), demanda química de oxígeno (DQO), nitrógeno total ( $N_T$ ) y nitrógeno amoniacal ( $N-NH_4$ ) como se muestra en el **Anexo 5**.

#### Obtención de la cepa de *Pleurotus ostreatus*

La cepa de *P.ostreatus* se obtuvo del Herbario Micológico de Morelos (HEMIM) del centro de investigaciones Biológicas (CIB) de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

#### Siembra, cultivo, y conservación *P. ostreatus*

Ya obtenidas las cepas se procedió a la verificación de la viabilidad del hongo. Para lo cual, se realizó un aislamiento vegetativo: Se tomó un fragmento de aproximadamente de 2 a 3 mm del cuerpo fructífero y se colocó con la ayuda de unas pinzas de disección en cajas con medio previamente esterilizado (agar de extracto de malta o agar de dextrosa de papa); se incubó a 25°C por 4 días hasta que se observó el micelio. En el periodo de incubación se midió el diámetro micelial para estimar la tasa de crecimiento ( $K_t$ ), la cual se calculó con la función de crecimiento lineal  $Y= K_t X+C$  (donde Y es la distancia, X es el tiempo y C es el factor constante) y se expresó en centímetros por día (cm/día) (Gaitán- Hernández, 2008). La tasa de crecimiento fue de 1.3109 cm/día y los datos completos así como el grafico se muestra en el **Anexo 6**.

## **Reproducción masiva de *P. ostreatus***

Una vez que el micelio cubrió toda la caja se utilizó para su propagación. En esta etapa *P. ostreatus* creció en medio líquido (Dextrosa de papa). La metodología para la reproducción masiva de *P. ostreatus* se basa en la metodología utilizada por Dávila (2005) que consiste en:

Cuadricular con un bisturí el micelio contenido en la caja Petri en porciones de 1 cm<sup>2</sup>. Estas porciones se colocaron en matraces de 250 mL con caldo fungal (dextrosa de papa) y se incubaron a 70 rpm a 30 °C por 6 días en obscuridad (**Anexo 3 y 6**).

Obtenida la biomasa suficiente de *P. ostreatus* se inocularon dos reactores.

### **4.4 Acondicionamiento del material de empaque**

Para el acondicionamiento de la turba (turba comercial) se cribó utilizando un tamiz de tamaño de partícula de 0.6 cm con el fin de remover impurezas. Posteriormente la turba sin esterilizar y esterilizada se utilizó en los reactores y para cada caso particular. Después la turba se humedeció hasta aproximadamente un 60 % de humedad. Una buena aproximación para este contenido de humedad es cuando al exprimir el material con la mano escurren unas cuantas gotas de agua (Garzón- Zuñiga *et al.*, 2003).

### **4.5 Biofiltros**

Se contó con 4 biofiltros de acrílico con dimensiones de 10 cm de diámetro, 60 cm de altura y una capacidad de 4712. 4 cm<sup>3</sup>.

El diseño del biofiltro se basó en los trabajos realizados por Garzón- Zúñiga (2003), el cual consiste en una torre donde se encuentra mezclado el medio de soporte con el micelio lo que abarca un 70 % del biofiltro. El biofiltro contó en la parte superior con una entrada del influente. En la parte inferior del biofiltro contó con una cama de grava fina para evitar que el medio de soporte colmate la salida del efluente.

Los biofiltros se alimentaron con agua real a una carga orgánica volumétrica de (624.7 y posteriormente 161.7 mg/L d), con un tiempo de retención hidráulico de 0.85 días (20.47 hr), el TRH se calculó de acuerdo a metodologías dadas por Garzón-Zúñiga *et al.*, (2003), donde por medio del cálculo de los espacios porosos del medio de soporte se obtiene el TRH.

### **4.6 Turba estéril inoculada con *P.ostreatus***

Se drenó el micelio y se preparó en proporciones adecuadas para el reactor 90% turba y 10% *P. ostreatus*. El reactor se desinfectó con luz UV. La turba se esterilizó y posteriormente se humedeció con agua esterilizada hasta obtener un 60 % de humedad. Se empaquetó el biofiltro y se inoculó con el micelio obtenido en el medio líquido, de tal manera que el micelio quedó distribuido en forma abundante y homogénea en todo el biofiltro (**Figura 11**).

#### 4.7 Turba sin esterilizar inoculada con *P.ostreatus*

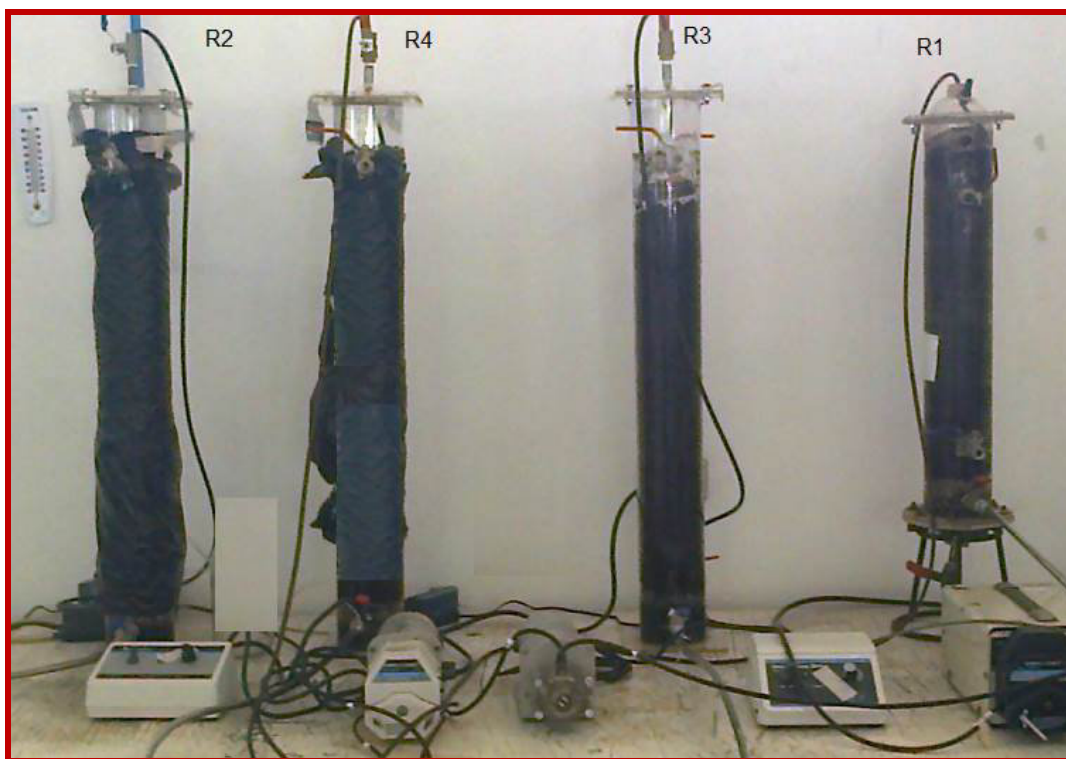
Se drenó el micelio y se preparó en proporciones adecuadas para el reactor. La turba se humedeció con agua esterilizada hasta obtener un 60 % de humedad. Se empaquetó el biofiltro y se inoculó con el micelio obtenido en el medio líquido, de tal manera que el micelio quedó distribuido en forma abundante y homogénea en todo el biofiltro (**Figura 11**).

#### 4.8 Turba estéril

La turba se esterilizó y humedeció con agua esterilizada hasta obtener un 60 % de humedad y con ella se empaquetó el biofiltro. El reactor se desinfectó con luz UV (**Figura 11**).

#### 4.9 Turba sin esterilizar

La turba se humedeció con agua esterilizada hasta obtener un 60 % de humedad y con ella se empaquetó el biofiltro (**Figura 11**).



**Figura 11:** Biofiltros empacados y operando.

#### 4.9.1 Evaluación del desempeño de los biofiltros

Para el seguimiento, control y evaluación del desempeño del sistema experimental se midieron los siguientes parámetros: pH, T, color aparente, color verdadero, nitrógeno total, nitrógeno amoniacal, fósforo, toxicidad y DQO. Estos parámetros fueron monitoreados con las frecuencias mencionadas en la **Tabla 6** y con los métodos señalados en la **Tabla 7**.



**Tabla 6: Parámetros de medición, puntos y frecuencia de muestreo**

PARÁMETRO	FRECUENCIA	PUNTOS DE MUESTREO	
		INFLUENTE	EFLUENTE
DQO		X	X
COLOR APARENTE	3 Veces por semana	X	X
COLOR VERDADERO		X	X
CONCENTRACIÓN DE COLOR		X	X
NITRÓGENO TOTAL		x	x
NITRÓGENO AMONICAL	Eventual	x	x
FÓSFORO TOTAL		x	x
TOXICIDAD		x	x
pH	Diario	X	X
TEMPERATURA		X	X

**Tabla 7: Parámetros y sus técnicas de análisis**

PARÁMETRO	TÉCNICA ANALÍTICA
DQO	Método estándar HACH #8000 (Método de digestión en reactor)
COLOR	Método estándar HACH #8025 (Método de platino cobalto)
CONCENTRACIÓN DE COLOR	Espectrofotometría HACH
NITRÓGENO TOTAL	Método estándar HACH #1007
NITRÓGENO AMONICAL	Método estándar HACH #8038 NESSLER
FÓSFORO TOTAL	Método estándar HACH #10127 (Método de digestión en reactor)
TOXICIDAD	Método CAHB6-19 y 21
pH	Medición directa con potenciómetro de acuerdo a la NMX-AA-008
TEMPERATURA	Medición directa con termómetro de acuerdo a la NMX-AA-007

#### 4.9.2 Evaluación de actividad enzimática

La evaluación de la actividad enzimática se realizó por separado para la enzima al final de la operación del biofiltro. Se tomó una muestra de cada uno de los reactores para la evaluación de la actividad enzimática de la Lacasa. La

metodología para el procesamiento de la muestra y evaluación de la actividad enzimática se menciona en el **Anexo 8**.

#### **4.9.3 Evaluación de toxicidad**

Para la evaluación de la toxicidad se realizó un muestreo de efluente e influente en la etapa final de operación de los biofiltros. Las muestras se expusieron a una población de la bacteria luminiscente marina (*Photobacterium phosphoreum* o *Vibrio fischeri*). En caso de existir agentes tóxicos en las muestras, las bacterias cambiarán la emisión de su luminosidad, de manera decreciente al incremento del tóxico. Para este análisis se utilizó el equipo Microtox donde por medio de un sensor se midió el cambio de luminosidad. Dicho procedimiento se realizó de acuerdo al método aprobado por SECOFI NMX-AA-112-1995.

#### **4.9.4 Comparación del desempeño de los biofiltros**

A los datos obtenidos en influente y efluente de cada biofiltro se les realizó un análisis de varianza en un programa estadístico (ANOVA) por sus siglas en inglés (**Anexo 11**), para conocer las diferencias significativas en los datos obtenidos y poder hacer comparaciones estadísticamente válidas.

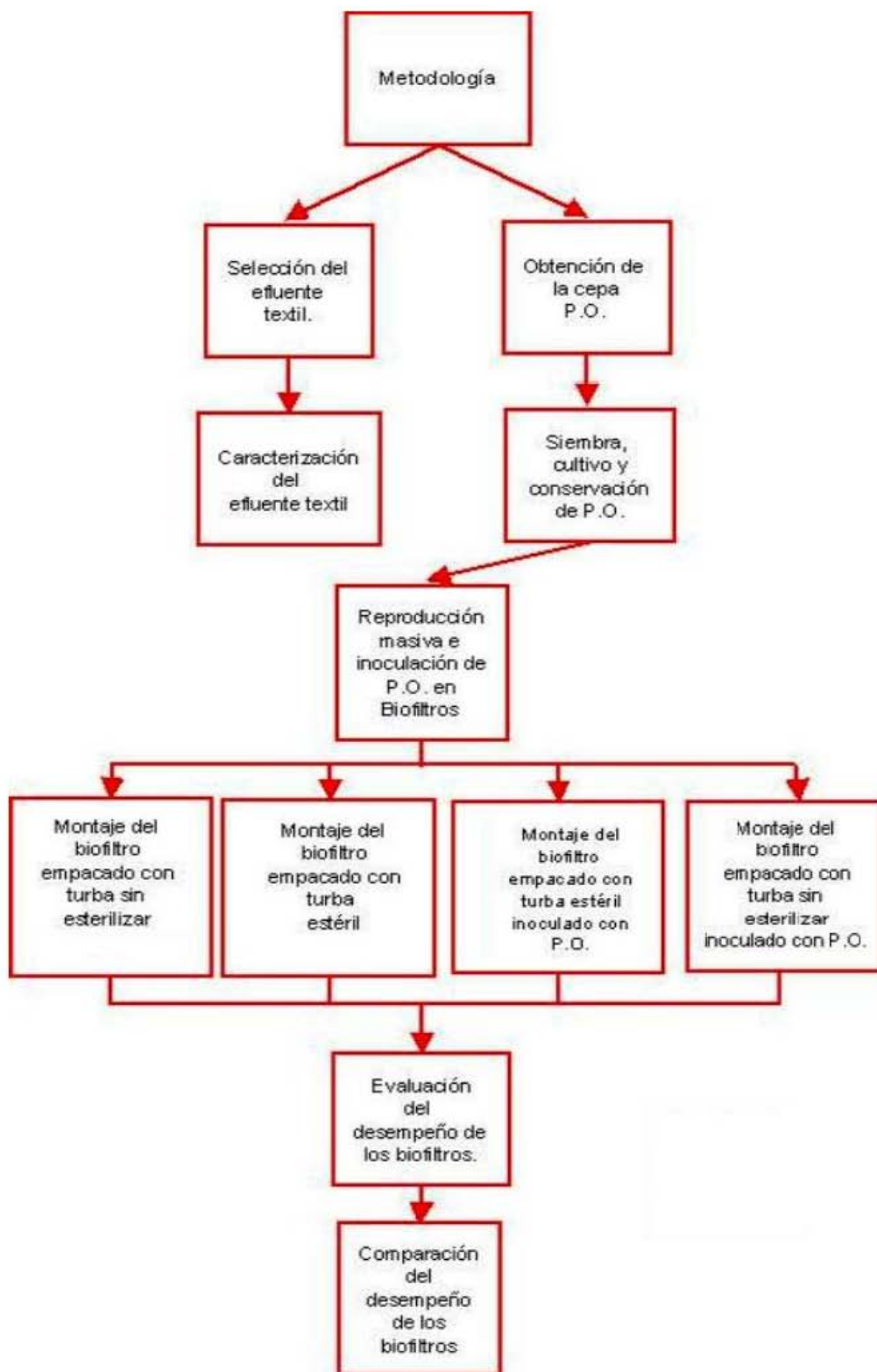


Figura 12: Metodología experimental

# RESULTADOS Y DISCUSIÓN

---

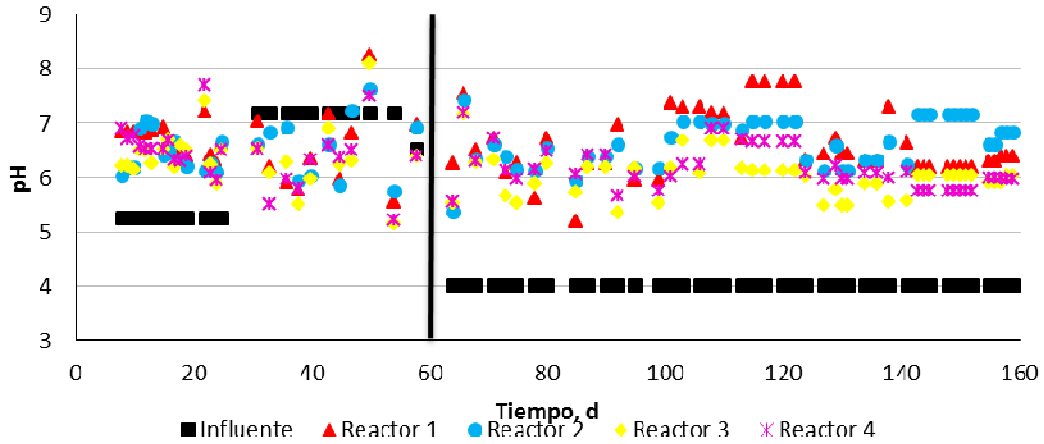
Los reactores se montaron y se inocularon con *P. ostreatus*, posteriormente se dejó transcurrir un periodo de aclimatación y ajuste de condiciones. Los cuatro reactores fueron codificados según el medio de empaque para su manejo como se muestra en la **Tabla 4** de la metodología.

El periodo del experimento fue de 8 de octubre del 2012 y concluyó el día 15 de Marzo del 2013, con una duración de 159 días. La operación de los reactores se hizo bajo dos cargas orgánicas volumétricas distintas. La carga más alta (625 mg/L d) fue utilizada del día 8 al 25 y la carga más baja (162 mg/L d) se utilizó del día 26 al 159.

## **5.1 Comportamiento de los parámetros de campo (pH, Temperatura y Conductividad eléctrica)**

### **pH**

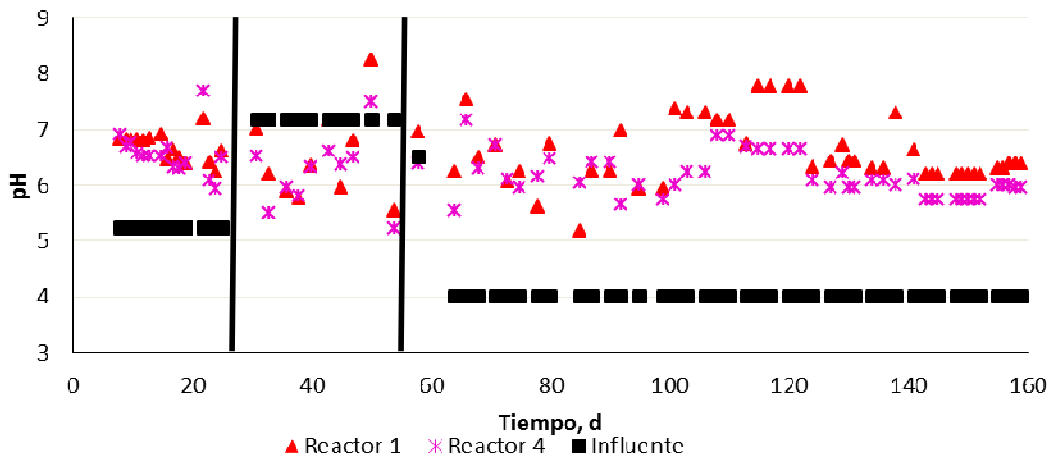
Con relación a los datos de pH, se presenta gráficamente el comportamiento del influente y el efluente de los cuatro biofiltros (**Gráfica 1**). El pH del influente utilizado del día 8 al 25 fue de 5.23, de los días 26 al 58 fue de 7.16. Su diferencia radica en que el segundo influente se diluyó cuatro veces más que el primero con agua no residual, por lo que tiene un pH neutro. En el día 59 se decidió, bajar el pH a 4 ya que de acuerdo con Kwang-Soo *et al.*, (1997) el rango de pH óptimo para la actividad enzimática de *P. ostreatus* va de 3 a 4. Se sabe por datos proporcionados por la empresa donadora del agua residual, que a este pH el colorante con el que se trabajó tiene mayor solubilidad. También Dávila Solano (2005) en su trabajo menciona obtener mejores resultados de decoloración en este rango de pH. Gómez Bertel *et al.*, (2008) en su trabajo sobre el tratamiento de aguas residuales del curtido de pieles mediante hongos, menciona que a pHs ácidos se favorece la bioadsorción de metales y color.



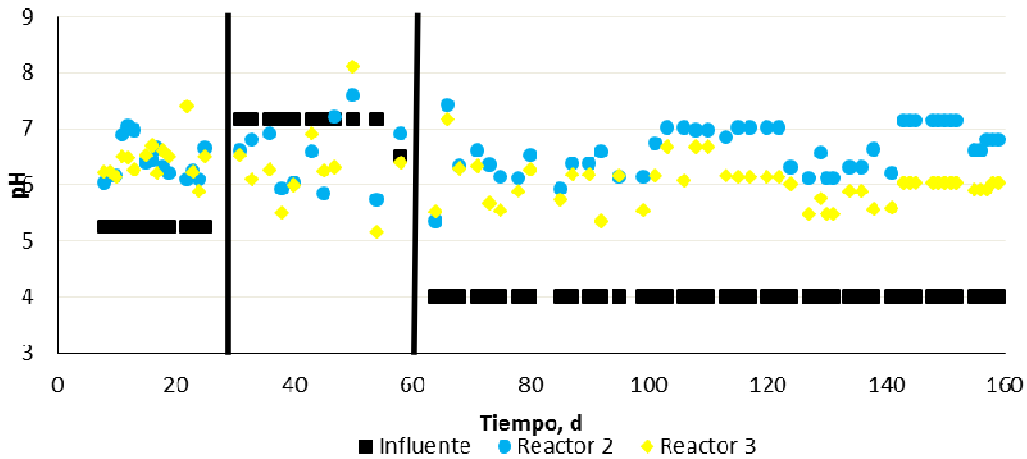
**Gráfica 1:** Comportamiento del pH en los 4 biofiltros con respecto al influente.

En los días del 8 al 25 se observó un efecto de neutralidad en los 4 biofiltros. A partir del día 26 al 50 se observó un efecto de acidificación en los efluentes. Siendo ligeramente mayor en los biofiltros inoculados con *P. ostreatus* (**Gráfica 2 y 3**). Del día 51 en adelante los efluentes de los cuatro biofiltros tienden a ser neutros. Esto puede deberse a que la turba actúa como un amortiguador, ya que neutraliza el pH de entrada.

Fue importante monitorear el pH ya que de este depende la actividad enzimática de *P. ostreatus* así como también influye en la solubilidad del colorante



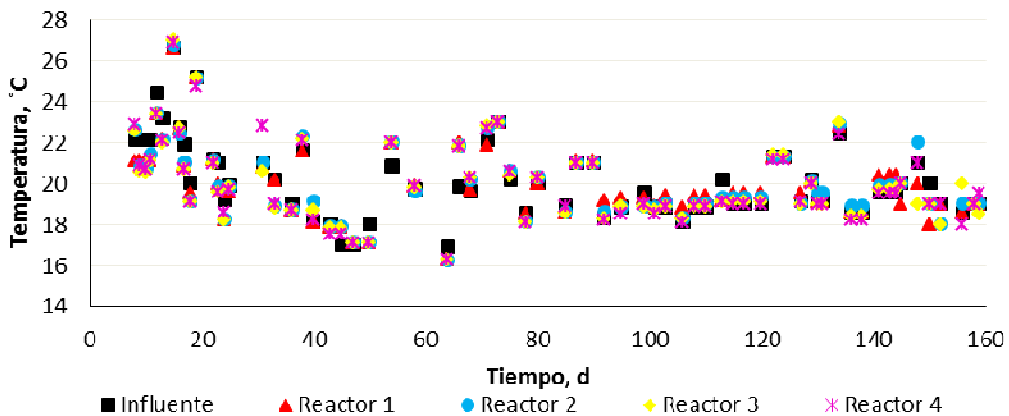
**Gráfica 2:** Comportamiento del pH en R1 y R4 con respecto al influente



**Gráfica 3:** Comportamiento del pH en los R2 y R3 con respecto al influente.

### Temperatura

A pesar de que la temperatura no fue un parámetro que se controló este fue monitoreado. En la **Gráfica 4** para la temperatura de los cuatro biofiltros, se observó una disminución conforme al tiempo de operación. El comportamiento se atribuye a las condiciones ambientales y no al proceso de tratamiento. La temperatura más baja registrada fue de 16°C, la más alta de 27°C y teniendo una temperatura promedio de 22.5°C.

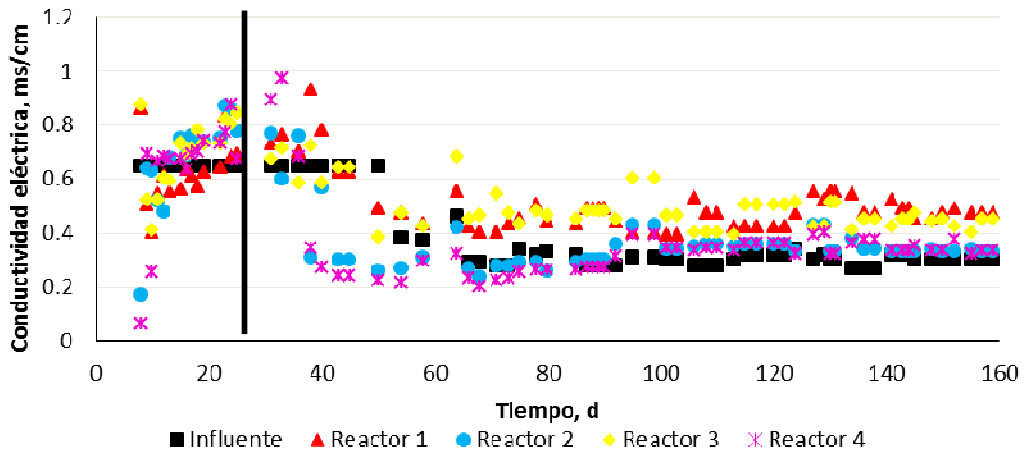


**Gráfica 4:** Comportamiento de la Temperatura en los cuatro biofiltros con respecto al influente

### Conductividad eléctrica

La conductividad de una solución es una medida de su capacidad para transportar la corriente eléctrica y varía con el tipo y número de iones que contiene la solución. En este sistema se midió la conductividad durante toda la fase experimental. En la **Gráfica 5**, se observa mayor conductividad eléctrica al inició con una carga hidráulica de 624.7 mg/L d. Cuando disminuye la carga a

161.7 mg/L d también disminuye la conductividad eléctrica. Observándose valores menores en los reactores (R2 y R4) inoculados con *P. ostreatus*.

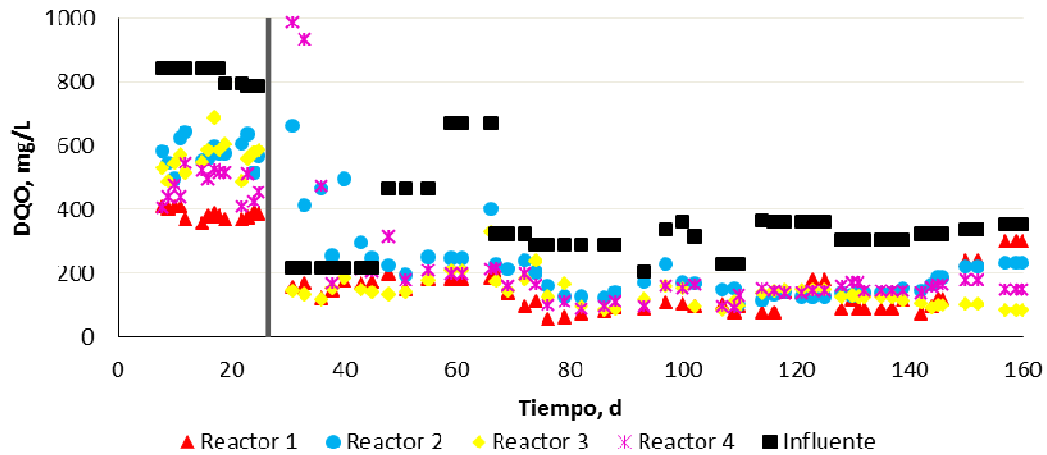


**Gráfica 5:** Comportamiento de la conductividad en los cuatro biofiltros con respecto al influente

## 5.2 Demanda química de oxígeno

En cuanto a los resultados de DQO para la primera carga orgánica volumétrica (624.7 mg/L d), se observó un decremento en la DQO de salida en todos los biofiltros. Del día 26 a 40 (primeros días con la segunda carga) aumentó la DQO para el R2 y R4. Después del día 40 se notó disminución en la DQO para los efluentes de los cuatro biofiltros (**Gráfica 6**).

Para asegurar si realmente existe un cambio entre los influentes y efluentes de cada reactor (diferencia estadísticamente significativa), se realizó un análisis de varianza donde se comparó el Inf con el efluente R1 ( $F_{\alpha 0.05}=68.19 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con el efluente R2 ( $F_{\alpha 0.05}=18.153 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con el efluente R3 ( $F_{\alpha 0.05}=38.1 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ) y Inf con el efluente R4 ( $F_{\alpha 0.05}=29. > F_{\text{tabla}}=3.9$ ). Al comparar el influente con los efluentes de cada reactor se obtuvo que si existen diferencias significativas, es decir todos los tratamientos removieron materia orgánica.

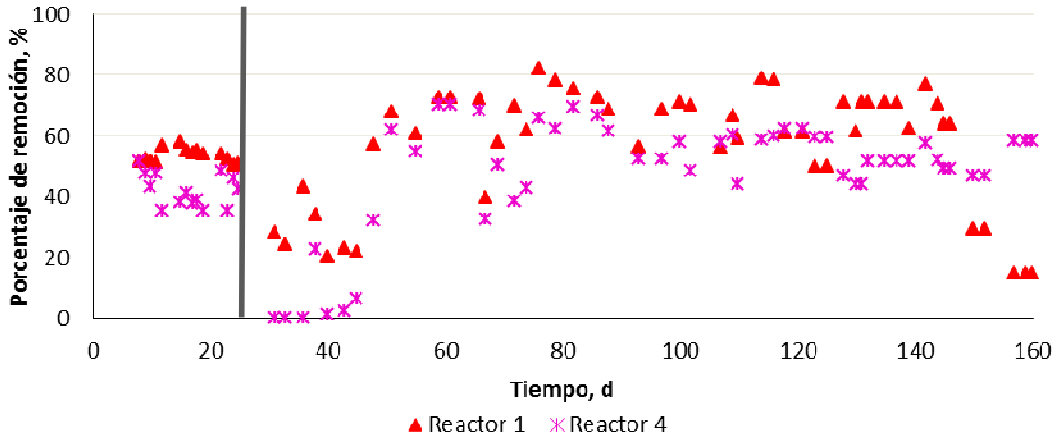


**Gráfica 6:** Comportamiento de la demanda química de oxígeno en los cuatro biofiltros con respecto al influente

En la **Gráfica 7**, donde se comparó R1 y R4 para la primera carga, se observó que R4 muestra DQO más alta que R1. Esto debido a que *P. ostreatus* tiene un aporte de materia orgánica al medio, ya sea por desprendimiento de micelio o por las enzimas excretadas. También para R4 disminuyó la cantidad de micelio. Por lo cual, se bajó la carga orgánica a 162 mg/L d. Con esta nueva carga incrementó la DQO de salida, los primeros días. Posteriormente mostró remociones más altas que con la primera carga. Los porcentajes de remoción para la carga de 625 mg/L d y 161.7 mg/L d para estos dos biofiltros son para R1 y R4 se muestran en la **Tabla 8**. Las remociones obtenidas coincide con lo reportado por el trabajo de Suyén Rodríguez *et al.*, (2003). En su trabajo sobre el tratamiento de efluentes industriales mediante *P. ostreatus*, encontró que el hongo reduce la demanda química de oxígeno hasta un 55 %.

Con el cambio de carga orgánica en el día 26 y el cambio de pH en el día 50, incrementó la remoción de materia orgánica para R1 (reactor empacado con turba sin esterilizar) a 56.7 % y para R4 (reactor empacado con turba sin esterilizar e inoculado con *P. ostreatus*) a 47.8 % **Gráfica 7**. Esto debido a que estas condiciones resultaron ser óptimas para los microorganismos en los biofiltros. Al compararse estadísticamente el tratamiento R1 con el tratamiento de R4 se obtuvo que si existen diferencias significativas ( $F_{\alpha 0.05}=5.5 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ).

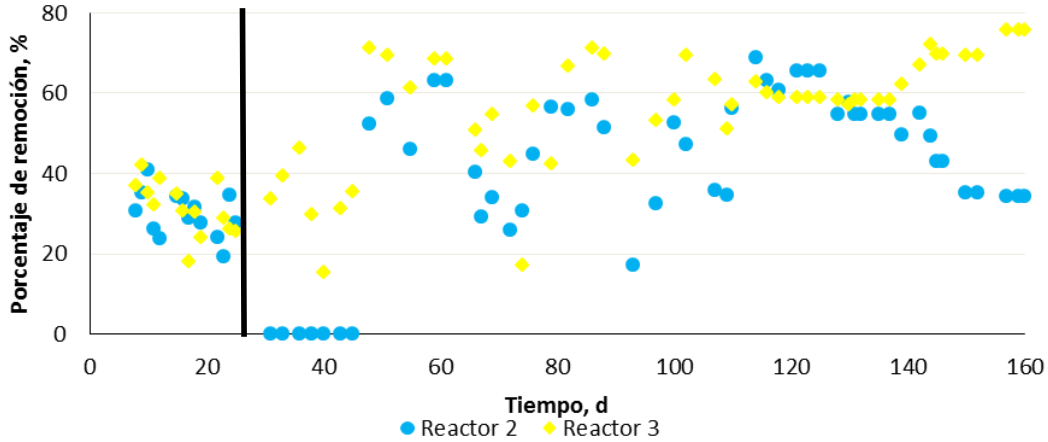




**Gráfica 7:** Comportamiento de la demanda química de oxígeno en el biofiltro con turba sin esterilizar (R1) y el biofiltro con turba sin esterilizar inoculado con *P. ostreatus* (R4).

La **Gráfica 8**, comparó las remociones de R2 y R3. Para la primera carga, R2 mostró variabilidad en DQO al igual que R3. También en R2, en el día 25 disminuyó el micelio. Por lo cual, se bajó la carga orgánica a 161.7 mg/L d. Con esta nueva carga incrementó la DQO de salida los primeros días en R2. Esto debido a que *P. ostreatus* tiene un aporte de materia orgánica al medio, ya sea por desprendimiento de micelio o por las enzimas excretadas. Los porcentajes de remoción se encuentran en la **Tabla 8**. Mostrando mejores remociones el biofiltro sin inocular y que pasó por un proceso de esterilización (R3).

Para el día 51 en adelante (cuando se cambió el pH a 4), incrementó la remoción de materia orgánica. Para R3 a 56.8 % y para R2 a 41.6 % **Gráfica 8**. La remoción de R2 es muy parecida a la de R4 y a su vez coinciden con remociones reportadas de trabajos anteriores en los que han utilizado *P. ostreatus*. Al compararse estadísticamente el tratamiento de R3 con el tratamiento de R2 se observó que si existen diferencias significativas ( $F_{\alpha 0.05}=4.4 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 8:** Comportamiento de la demanda química de oxígeno en el biofiltro con turba que pasó por un proceso de esterilización (R3) y el biofiltro con turba estéril inoculado con *P. ostreatus* (R2).

**Tabla 8: Porcentajes de remoción para DQO**

DQO		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	53.4	56.7
<b>R2</b>	29.9	41.6
<b>R3</b>	31.6	56.8
<b>R4</b>	42.1	47.8

También se realizaron comparaciones estadísticas entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=2.2 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=1.6 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=15.7 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.58 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ). De tales análisis estadísticos se obtuvo que solo existen diferencias significativas entre el biofiltro empacado con turba sin esterilizar (R1) y el biofiltro empacado con turba estéril e inoculado con *P. ostreatus*.

De los cuatro biofiltros el que mejor desempeño tuvo fue el biofiltro empacado con turba (R1) con las dos cargas orgánicas. A pesar de que los biofiltros R2, R3 y R4 también removieron materia orgánica no fueron altas ni constantes. Esto es debido tal vez para el biofiltro R2 y R4 (inoculados con *P. ostreatus*) al aporte enzimático, ya que las enzimas de *P. ostreatus* son extracelulares. Es decir en estos dos sistemas (R2 y R4) hubo un aporte de materia orgánica alto, teniendo en algunos días DQO más altas a las iniciales, por tanto la remoción no ocurrió. Este fenómeno de aumento de DQO fue observado por García Sánchez, (2007) y Cardoso-Vigueros, (2010) en su trabajo. En el biofiltro R3 (turba podemos observar que en la primera etapa de operación (625 mg/L), cuando la turba conservaba esterilidad y el proceso de remoción solo se debió

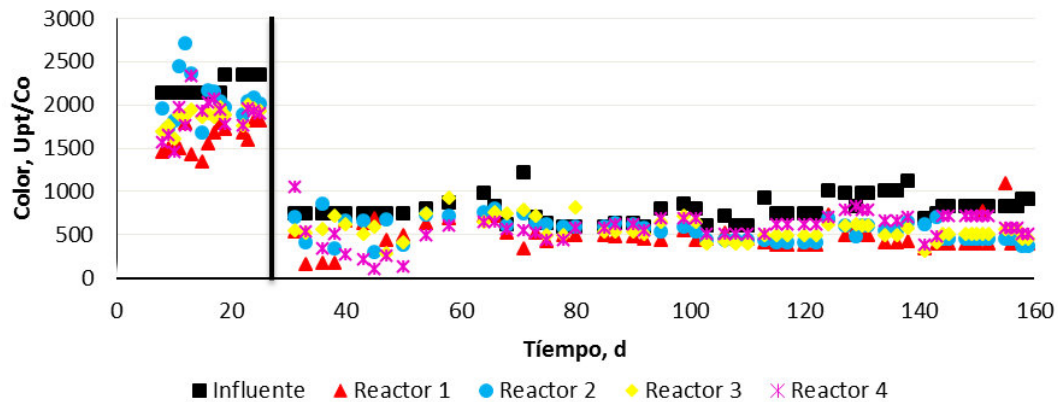
al proceso de adsorción y absorción, debido a que en condiciones iniciales no había microorganismos la remoción fue muy baja. Mostrando que el procedimiento de esterilización del material de empaque si tuvo un efecto negativo. En contra parte podemos observar en el biofiltro R1 (turba sin esterilizar) que desde un inicio la remoción fue alta con las dos cargas orgánicas de trabajo, en este sistema la remoción de materia orgánica se debió a la absorción, adsorción de la turba y también a la acción de los microorganismos adheridos en los poros de la turba. Los resultados obtenidos son congruentes con el trabajo sobre el uso de turba para el tratamiento de aguas residuales de Cuillard, (1994). En el cual, nos indica que la turba es un excelente medio para la remoción de materia orgánica hasta un 90 %, metales pesados y algunos compuestos como fósforo y nitrógeno. Esto debido a la degradación microbiana y procesos de sorción.

### **5.3 Color aparente, verdadero y concentración de color**

Debido a que el tipo de agua residual a tratar muchas veces tiene un alto contenido de sólidos suspendidos y este interfiere en la determinación del color real presente, los estudios sobre color, fueron analizados en las modalidades de aparente, verdadero y concentración de color. A las muestras se les midió primero el color aparente, ya que mide el color de la muestra debido a sustancias en forma disuelta y al proporcionado por sólidos suspendidos. Posteriormente se midió el color verdadero en la cual se mide solo el color debido a las sustancias en forma disuelta, para tal parámetro la muestra se filtró. El color verdadero y aparente se midió por el método platino-cobalto. También se midió la concentración de color espectrofotométricamente a la longitud máxima de absorción (605 nm). Los resultados de tales pruebas se muestran en seguida.

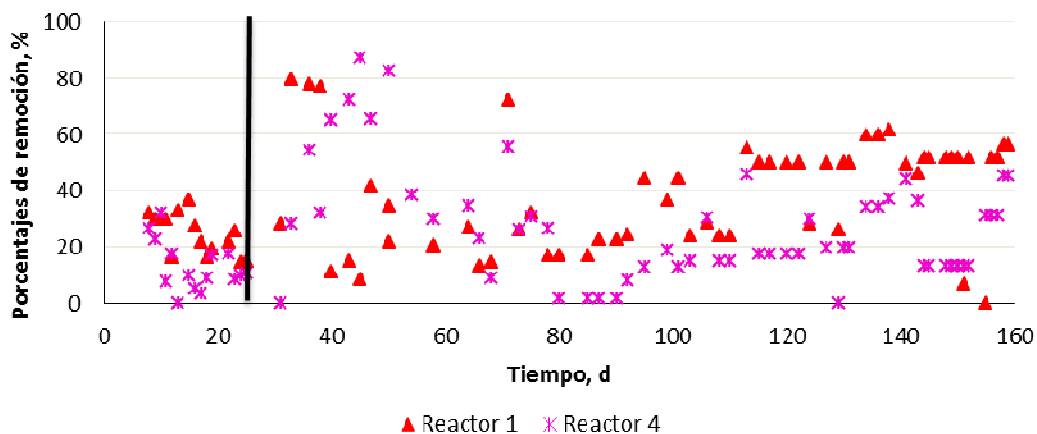
#### **5.3.1 Color aparente**

En la **Gráfica 9**, para el color aparente se analizó el comportamiento de los datos de los cuatro biofiltros, con las dos cargas orgánicas de operación. R2 fue el único que mostró variaciones (picos) sobre el color del influente, los demás están por debajo del influente. Para asegurar un cambio entre los influentes y efluentes de cada biofiltro, se realizó un análisis de varianza. Donde se comparó el Inf con R1 ( $F_{\alpha 0.05}=20.9 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R2 ( $F_{\alpha 0.05}=6.4 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R3 ( $F_{\alpha 0.05}=9.4 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ) y Inf con R4 ( $F_{\alpha 0.05}=7 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ). De estos análisis se obtuvo que si existe diferencia significativa entre los influente y efluentes.



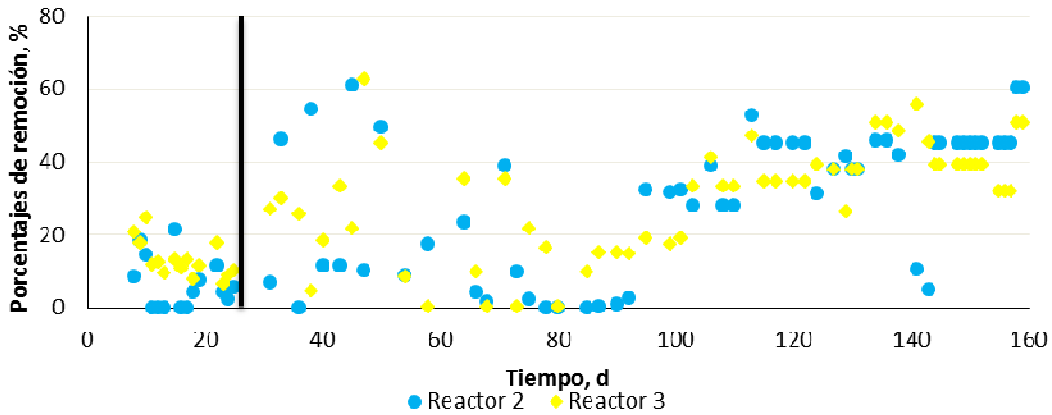
**Gráfica 9:** Comportamiento del color aparente en los efluentes de todos los biofiltros con respecto al influente.

Para el R4 (**Gráfica 10**), del día 30 al 50 mostró una disminución gradual del color aparente a diferencia de R1 que se mantiene inestable. Por lo que se infiere que *P. ostreatus* tuvo un efecto positivo en la disminución de color. Del día 60 en adelante R1 mejoró sus remociones a diferencia de R4. Para comprobar esta diferencia, se comparó mediante un análisis de varianza los datos de R1 y R4. Del cual se obtuvo ( $F_{\alpha 0.05}=3.38 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ) lo que indica que no existe diferencia estadísticamente significativa



**Gráfica 10:** Porcentajes de remoción de R1 y R4.

El biofiltro R2 mostró una disminución de color aparente pero inestable. En comparación R3 mantuvo un comportamiento más estable (**Gráfica 11**). Para comprobar diferencias, se comparó mediante un análisis de varianza los datos de R2 y R3. Del cual se obtuvo ( $F_{\alpha 0.05}=0.07 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ) mostrando así que no existen diferencias estadísticas significativas.



**Gráfica 11:** Porcentajes de remoción del R2 y R3.

Las remociones del biofiltro R1, R2, R3 y R4 se muestran en la **Tabla 9**.

**Tabla 9: Porcentajes de remoción para el color aparente.**

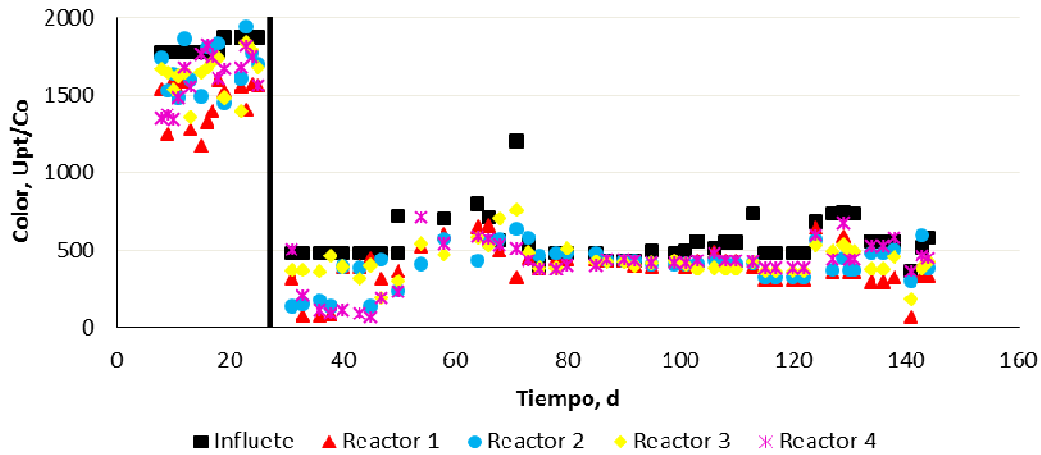
Color aparente		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	31.3	38.9
<b>R2</b>	13.2	30.2
<b>R3</b>	19.5	30.1
<b>R4</b>	19.7	27.4

También se realizaron comparaciones entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=1.9 < F_{\text{tabla}}=3.10$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.009 < F_{\text{tabla}}=3.11$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=2.4 < F_{\text{tabla}}=3.12$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.16 < F_{\text{tabla}}=3.13$ ). De lo cual, para todas las comparaciones, en ninguna se encontró diferencia significativa.

### 5.3.2 Color verdadero

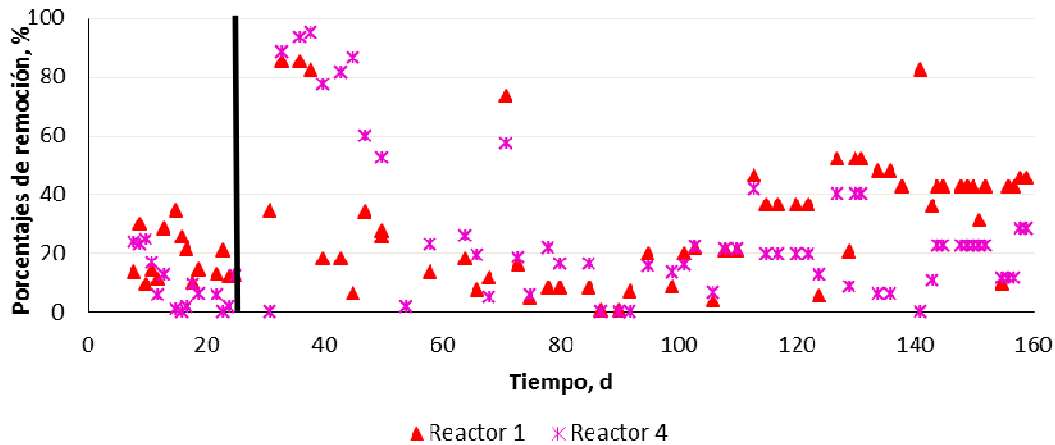
En el caso del color verdadero (**Gráfica 12**), donde se presentan los datos de los cuatro biofiltros respecto al influente. Se observó para la primera carga (624.7 mg/L d) una disminución en el color verdadero en todos los biofiltros, con algunas alzas repentinas. En la segunda carga (161.7 mg/L d) el comportamiento general del color verdadero en los cuatro biofiltros tiende a bajar. Para estudiar diferencias entre los tratamientos para el color verdadero se realizó un análisis de varianza, en el cual se obtuvo lo siguiente: Inf con R1 ( $F_{\alpha 0.05}=8.5 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R2 ( $F_{\alpha 0.05}=3.905 > F_{\text{tabla}}=3.90$ ), Inf con R3 ( $F_{\alpha 0.05}=3.5 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ) y Inf con R4 ( $F_{\alpha 0.05}=3.7 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ). De lo cual, se puede decir que solo R1 y R2 tienen una diferencia significativa con respecto al influente, esto quiere decir que el tratamiento con el biofiltro empacado con turba sin estilizar (R1) y el biofiltro empacado con turba estéril e inoculado con

*P. ostreatus* (R2) si funcionó. El biofiltro empacado con turba estéril (R3) y el biofiltro empacado con turba sin esterilizar e inoculado con *P. ostreatus* (R4) no muestran ninguna diferencia respecto al influente, según el análisis estadístico.



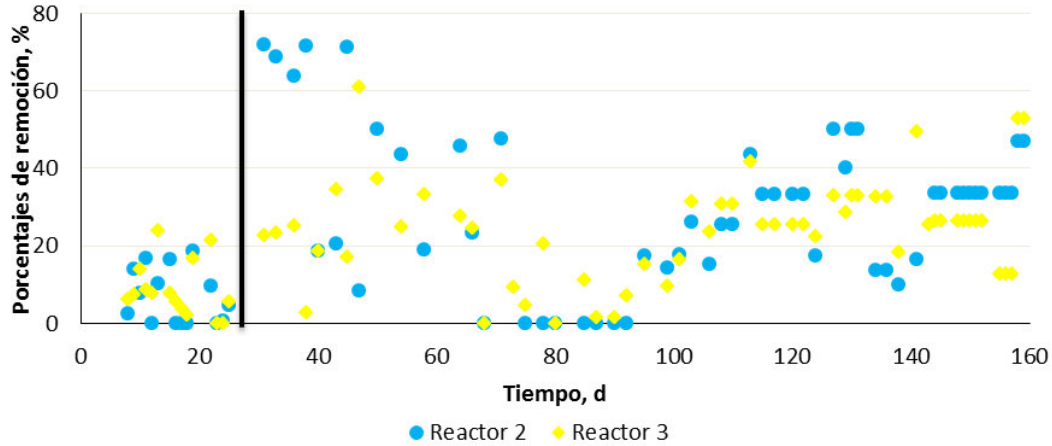
**Gráfica 12:** Comportamiento del color verdadero en los efluentes de todos los biofiltros con respecto al influente.

En la **Gráfica 13** se comparó el biofiltro con turba sin esterilizar (R1) y el reactor inoculado con *P. ostreatus* y con turba sin esterilizar (R4). En esta gráfica R1 tuvo mejor desempeño que R4, con la primera y segunda carga. Los porcentajes de remoción para R1 y R4 se muestran en la **Tabla 10**. De acuerdo al análisis de varianza no hay diferencias significativas entre R1 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.85 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 13:** Porcentaje de remoción de R1 y R4.

Con la primera y segunda carga orgánica se observó variabilidad en los datos obtenidos y el mismo comportamiento en los dos biofiltros (**Gráfica 14**) los porcentajes de remoción se muestran en la **Tabla 10**. Con el análisis estadístico se obtuvo que no existen diferencias significativas entre estos dos biofiltros ( $F_{\alpha 0.05}=0.02 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 14:** Comportamiento de la remoción de color aparente en los efluentes de R2 y R3

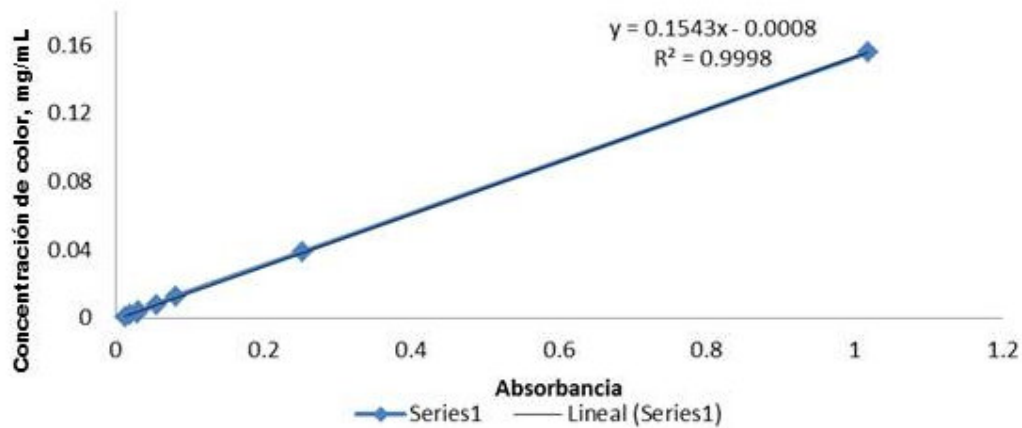
**Tabla 10: Porcentajes de remoción para el color verdadero**

Color verdadero		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	24.7	31.8
<b>R2</b>	13.4	28.2
<b>R3</b>	15.4	24.2
<b>R4</b>	16.3	26.2

Además de las comparaciones antes mencionadas, se realizaron comparaciones entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=0.96 < F_{\text{tabla}}=3.10$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.001 < F_{\text{tabla}}=3.11$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=0.59 < F_{\text{tabla}}=3.12$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.002 < F_{\text{tabla}}=3.13$ ). Para las cuales, en ninguna se encontró diferencia significativa.

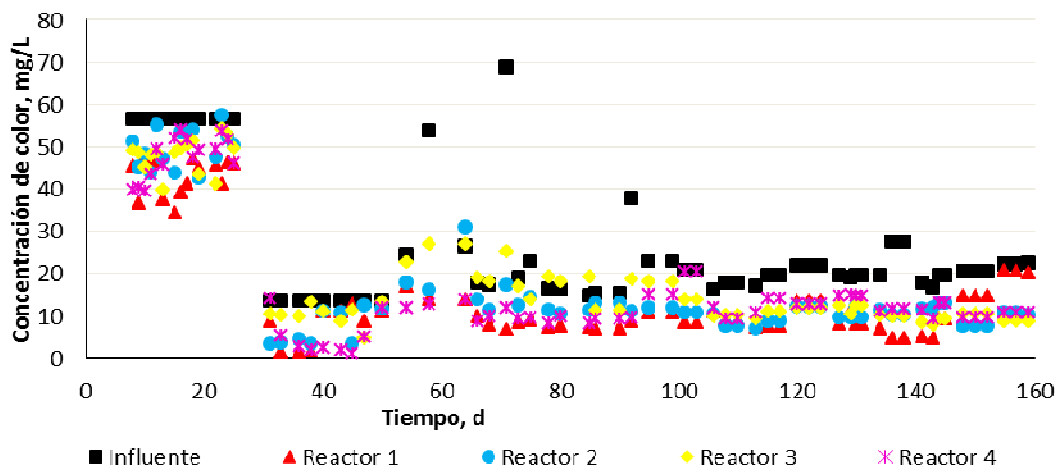
### 5.3.3 Concentración de color

De acuerdo con la mezcla y formulación que conforma el agua de tñido con “Negro Terasil SRL” se realizó un barrido espectrofotométrico para determinar la longitud de onda de máxima absorción a la cual leer. De tal estudio se obtuvo que la longitud de onda óptima a ocupar es 605 nm. Con esta longitud de onda se realizó una curva de calibración y se adquirió una ecuación de primer orden, que se muestra en la **Gráfica 15**. Con la cual, se calcularon las concentraciones de color en los influentes y efluentes de los biofiltros.



**Gráfica 15.** Curva de calibración para el colorante Negro Terasil

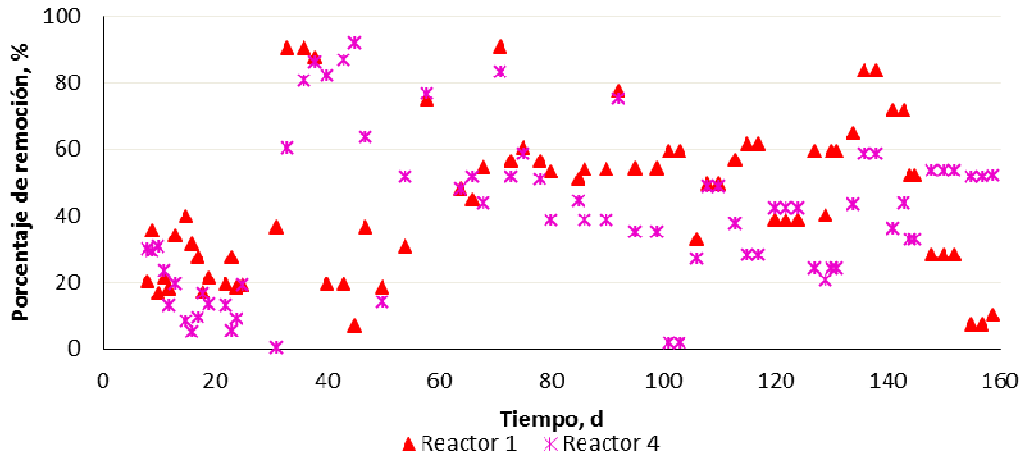
Las gráficas siguientes muestran el comportamiento de la concentración de colorante en el influente como en los efluentes. En la **Gráfica 16**, se observó que R2, R3 y R4 tienen un comportamiento similar para la primera carga. Sin embargo R1, sobresale, mostrando concentraciones bajas de colorante en su efluente. Para la segunda carga (161 mg/L d), R1, R2 y R4 presentaron el mismo comportamiento, excepto R3, exhibiendo concentraciones de colorante más altas en su efluente. De acuerdo al análisis de varianza entre los influentes y efluentes de cada biofiltro se obtuvo lo siguiente: Inf con R1 ( $F_{\alpha 0.05}=21.1 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R2 ( $F_{\alpha 0.05}=12.1 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R3 ( $F_{\alpha 0.05}=9.9 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ) y Inf con R4 ( $F_{\alpha 0.05}=14.24 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ). Que nos dice que en todos los tratamientos, existe diferencia significativa respecto el influente.



**Gráfica 16:** Comportamiento de la concentración de color en los efluentes de todos los biofiltros.

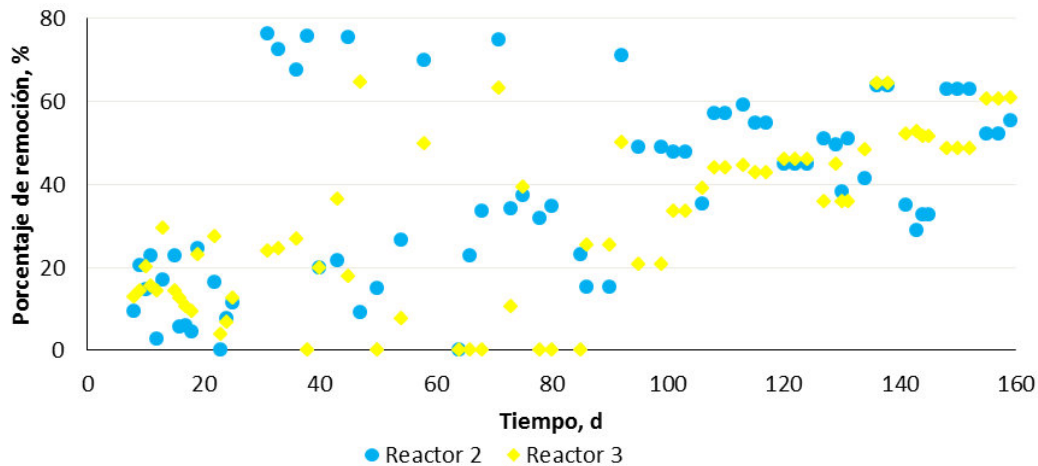


Al comparar R4 y R1. El biofiltro R1 en la primera etapa presento mejores resultados, ya que la concentración de colorante en su efluente fue baja. A diferencia, R4 mostró mayores concentraciones de colorante en la **Tabla 11** se muestran los porcentajes de remoción. Esto se observa claramente en la **Gráfica 17**, con la disminución de la concentración de colorante. Con el análisis de varianza se concluye que no existen diferencias significativas entre el tratamiento con R1 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.49 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 17:** Comportamiento de la remoción de color en los efluentes de R1 y R4

En la **Gráfica 18** para R2 y R3 se observó un comportamiento similar en la concentración de color para el tratamiento con la primera carga. Los porcentajes de remoción de los biofiltros R2 y R3 para las dos cargas se muestran en la **Tabla 11**. En la **Gráfica 18** se notó una disminución de la concentración de colorante en el efluente del R2. Con un análisis de varianza se obtuvo que no existen diferencias significativas entre estos dos tratamientos ( $F_{\alpha 0.05}=0.22 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 18:** Comportamiento de la remoción de color en los efluentes de R2 y R3.

**Tabla 11: Porcentajes de remoción para la concentración de color.**

Concentración de color		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	24.2	50.1
<b>R2</b>	12.4	45.4
<b>R3</b>	15.2	35
<b>R4</b>	16	46

Aparte de los análisis estadísticos anteriores, se realizaron comparaciones estadísticas entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=2.1 < F_{\text{tabla}}=3.10$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.092 < F_{\text{tabla}}=3.11$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=0.80 < F_{\text{tabla}}=3.12$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.49 < F_{\text{tabla}}=3.13$ ). Para las cuales, en ninguna se encontró diferencia significativa

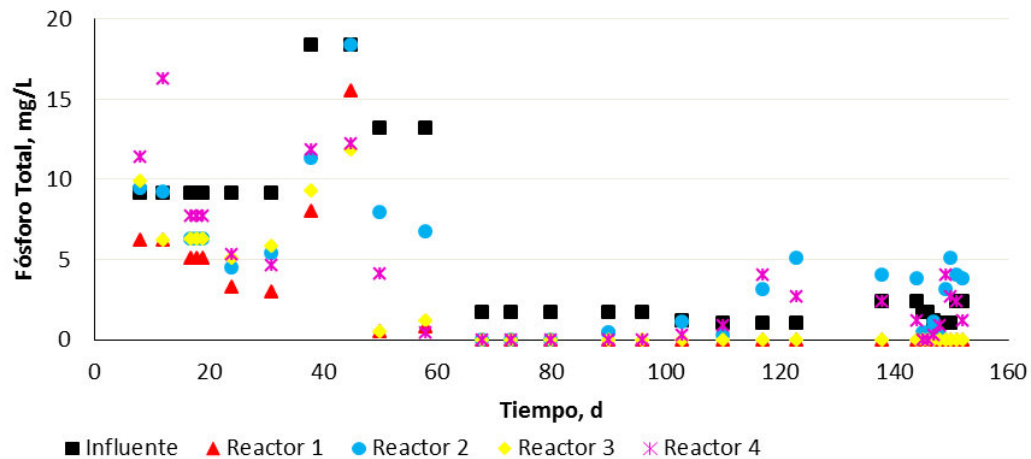
De los datos estadísticos entre el influente y efluente obtenidos para color aparente y concentración de color, se obtuvo que los cuatro biofiltros fueron capaces de remover color y retener sólidos suspendidos. Los datos estadísticos entre influente y efluente para color verdadero mostraron que solo el biofiltro R1 y R2 removieron color. Lo cual nos indica que los sistemas de biofiltración R3 y R4 a pesar de mostrar disminución en color aparente y concentración de color, estos solo removieron en gran parte sólidos suspendidos y solo R1 y R2 removieron color. De acuerdo a los porcentajes de remoción el biofiltro empacado solo con turba (R1), fue el que tuvo mejores porcentajes de remoción como se observa en las tablas anteriores. El análisis estadístico entre biofiltros exhibió que no existían diferencias. Por lo que se infiere que realmente la turba realiza el proceso de remoción y que el inóculo con *P. ostreatus* no es necesario. Por tales resultados se obtuvo que el mejor sistema para remover color es solo con turba sin esterilizar. El biofiltro R1 remueve mayormente color y además ahorra tiempo y material ya que no necesita del inóculo de *P. ostreatus*. El sistema de remoción de color se llevó a cabo por los procesos físicos en la turba y los microorganismos adheridos a ella. Esto es coherente con trabajos anteriores, como el de Fernández, (2007) en que la turba alcanza porcentajes de remoción del colorante azul de metileno hasta del 90 % a concentraciones de color de 200 mg/L y Dávila Solano *et al.*, (2003) donde remueve color en porcentajes mayores del 90 % a concentraciones de 250 mg/L. Concentraciones más altas que con las que se trabajó.

#### **5.4 Fósforo**

En la caracterización del agua residual a tratar se encontró la presencia de fósforo. A pesar de que está entre los límites permisibles según las normas Mexicanas. Se monitoreo ya que al ser inoculados dos biofiltros con *P.*

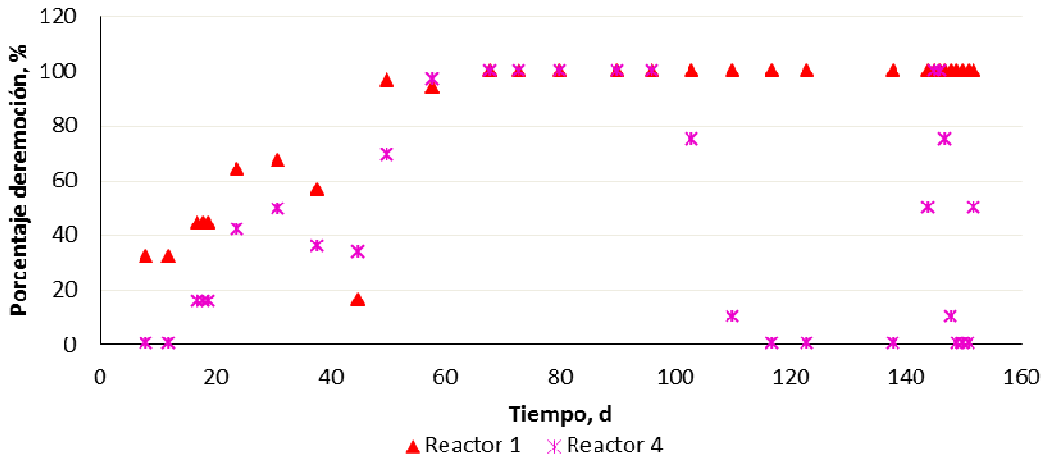
*ostreatus* y tener presencia de microorganismos, estos organismos tienen un aporte de fósforo Bautista *et al.*, (1998). A pesar de no ser parte de los objetivos de esta tesis se monitoreo para observar si el aporte de fósforo por los microorganismos y la cepa inoculada es despreciable, si ocurre remoción o en caso contrario aumenta considerablemente el fósforo.

Para el caso del fósforo se observó (**Gráfica 19**) su disminución hasta cero después del tratamiento con R1 y R3. Este comportamiento se presentó para las dos cargas de operación, siendo más notorio con la segunda carga a partir del día 50. El R2 y R4 alcanzaron excelentes remociones de los días 50 al 100. Después de este día disminuyó su capacidad de remoción. Para observar si existen cambios estadísticos entre los influentes y efluentes de cada biofiltro, se realizó un análisis de varianza. En cual, se comparó el Inf con R1 ( $F_{\alpha 0.05}=7.72 > F_{\text{tabla}}=4$ ), Inf con R2 ( $F_{\alpha 0.05}=0.59 > F_{\text{tabla}}=4$ ), Inf con R3 ( $F_{\alpha 0.05}=6.1 > F_{\text{tabla}}=4$ ) y Inf con R4 ( $F_{\alpha 0.05}=1.36 > F_{\text{tabla}}=4$ ). De estos análisis se concluyó que si existe diferencia significativa entre los influente y efluentes de los tratamientos con R1 y R3. Para R4 y R2 no hay diferencias significativas.



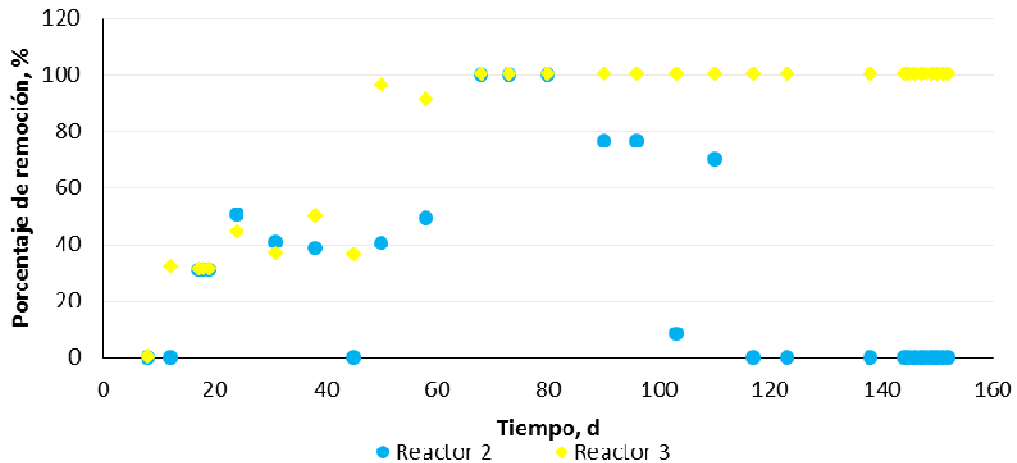
**Gráfica 19:** Comportamiento del fósforo en los efluentes de todos los biofiltros respecto al influente.

En la **Gráfica 20** se compararon los porcentajes de remoción de R1 y R4. En los primeros días con la primera carga de operación, R1 mostró una tendencia aumentar su porcentaje de remoción. Después disminuyó y volvió aumentar hasta mostrar remociones del 100 %, desde el día 60 de operación en adelante. El R4 mostró el mismo comportamiento que R1 hasta el día 99 de operación. Posteriormente su remoción bajó hasta cero. Después de realizar un análisis de varianza con estos datos, se concluyó que no hay diferencias significativas entre el comportamiento de los datos de estos dos biofiltros ( $F_{\alpha 0.05}=2.9 > F_{\text{tabla}}=4$ ). A pesar de la información que proporcionó este estudio, se puede ver claramente que el R1 exhibió mejores remociones que R4. Los porcentajes de remoción se muestran en la **Tabla 12**.



**Gráfica 20:** Porcentajes de remoción de fósforo para R1 y R4.

En la **Gráfica 21** se comparó el porcentaje de remoción de fósforo entre R2 y R3. En la cual, se notó para el R3 una tendencia a aumentar el porcentaje de remoción hasta casi el 100 %. Para el R4 los datos fueron muy inestables, al final de su operación mostró una tendencia a disminuir su porcentaje de remoción hasta cero. Después del análisis estadístico para estos dos reactores, se obtuvo que no hay diferencias significativas en la tendencia de los datos ( $F_{\alpha 0.05} = 3.83 > F_{\text{tabla}} = 4$ ).



**Gráfica 21:** Porcentajes de remoción de fósforo para R2 y R3.

**Tabla 12: Porcentajes de remoción de fósforo.**

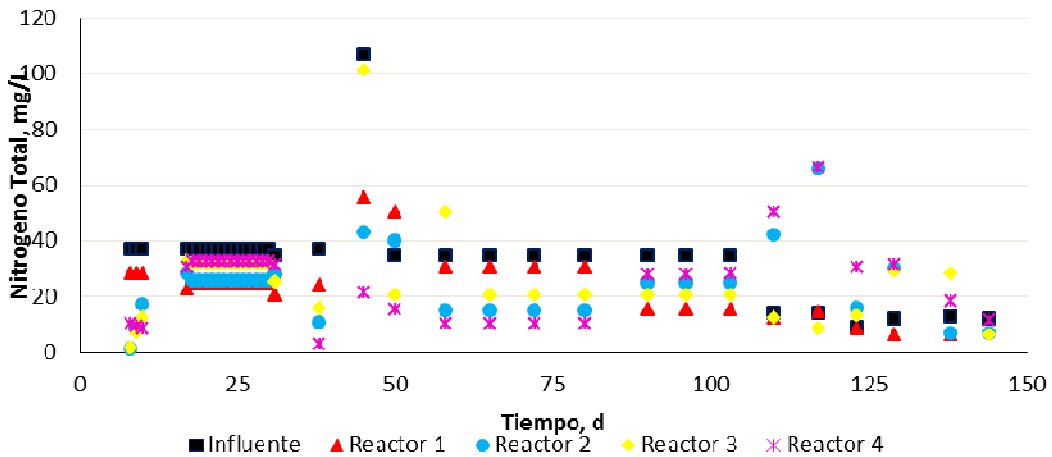
Fósforo		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	43.2	89.3
<b>R2</b>	23.8	43.7
<b>R3</b>	28	88
<b>R4</b>	14.6	57.5

Además de las comparaciones antes mencionadas, se realizaron comparaciones entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=0.12 < F_{\text{tabla}}=4$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.22 < F_{\text{tabla}}=4$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=5.3 < F_{\text{tabla}}=4$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=1.9 < F_{\text{tabla}}=4$ ). Para las cuales, solo en la comparación entre el biofiltro 1 y 2 existe diferencia significativa.

De acuerdo a los datos obtenidos para el fósforo, el tratamiento R1 fue el mejor para la remoción de fósforo. Mostrando remociones hasta casi el 100 % a concentraciones de 2.4 mg/L, debido a los procesos de adsorción y absorción de la turba. Se sabe por literatura que la turba puede remover fósforo hasta el 79 % a concentraciones de 22.9 mg/L (Xiong *et al.*, 2010). En condiciones de pH 5.2 y temperatura de 25°C, condiciones semejantes a las utilizadas en este trabajo.

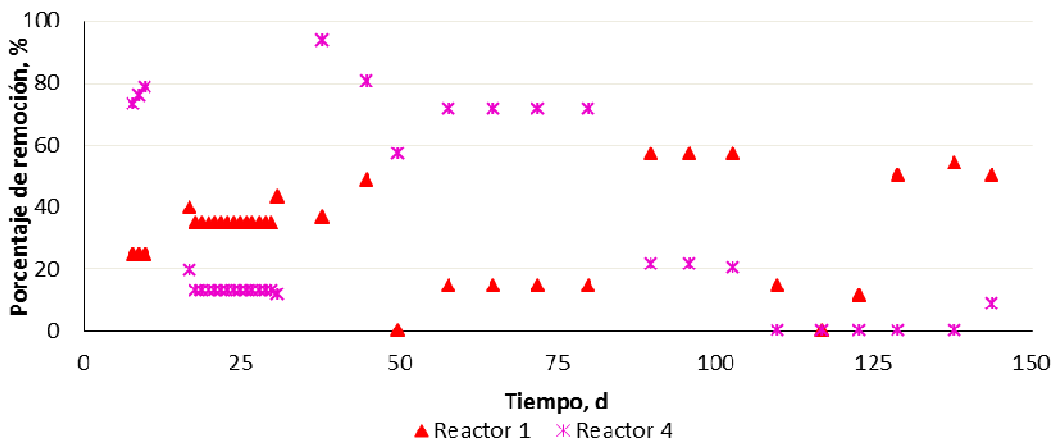
### 5.5 Nitrógeno total

En la **Gráfica 22** para R1 y R3, se notó una tendencia a la disminución del nitrógeno total. En el caso de R2 y R4 se vio un comportamiento inestable, ya que mostró en los días 50 al 119 una tendencia al aumento. En la etapa final del día 120 al 144 disminuyó este elemento. Se realizó un análisis de varianza y se concluyó que si existen diferencias significativas entre el efluente y el influente de cada tratamiento: Inf con R1 ( $F_{\alpha 0.05}=10.99 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R2 ( $F_{\alpha 0.05}=7.85 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ), Inf con R3 ( $F_{\alpha 0.05}=4.02 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ) y Inf con R4 ( $F_{\alpha 0.05}=5.11 > F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



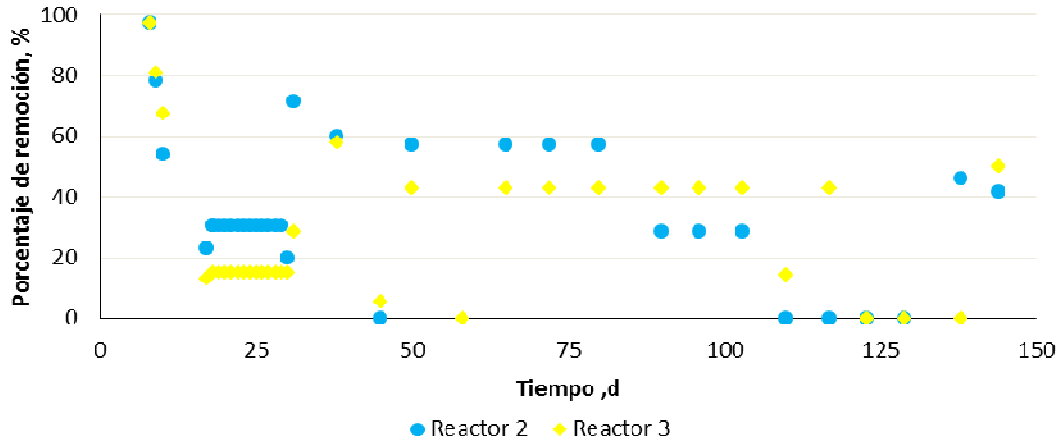
**Gráfica 22:** Comportamiento del nitrógeno total en los cuatro biofitros con respecto al influente

En la **Gráfica 23** se compararon los porcentajes de remoción de R1 y R4. En dicha gráfica R4 tuvo una tendencia a disminuir el porcentaje de remoción conforme al tiempo. En cambio R1 mostró una tendencia a aumentar su capacidad de remoción. Los porcentajes de remoción para las dos cargas se muestran en la **Tabla 13**. A pesar de las diferencias en los promedios de remociones, el análisis de varianza arrojó que no existen diferencias significativas con estos tratamientos ( $F_{\alpha 0.05}=1 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 23:** Remoción de nitrógeno total en R1 y R4

En la **Gráfica 24** se equipararon los porcentajes de remoción de R2 y R3. En tal gráfica se notó que R2 tuvo una tendencia a disminuir el porcentaje de remoción conforme al tiempo y de igual manera R3. Los porcentajes de remoción para las dos cargas orgánicas se muestran en la **Tabla 13**. El análisis de varianza mostró que entre estos tratamientos no hay diferencia significativa ( $F_{\alpha 0.05}=0.22 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ).



**Gráfica 24:** Remoción de nitrógeno total en R2 y R3

**Tabla 13:** Porcentaje de remoción de nitrógeno total.

Nitrógeno total		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	33.1	30.1
<b>R2</b>	38.2	30.7
<b>R3</b>	26.6	29.2
<b>R4</b>	24.2	33.3

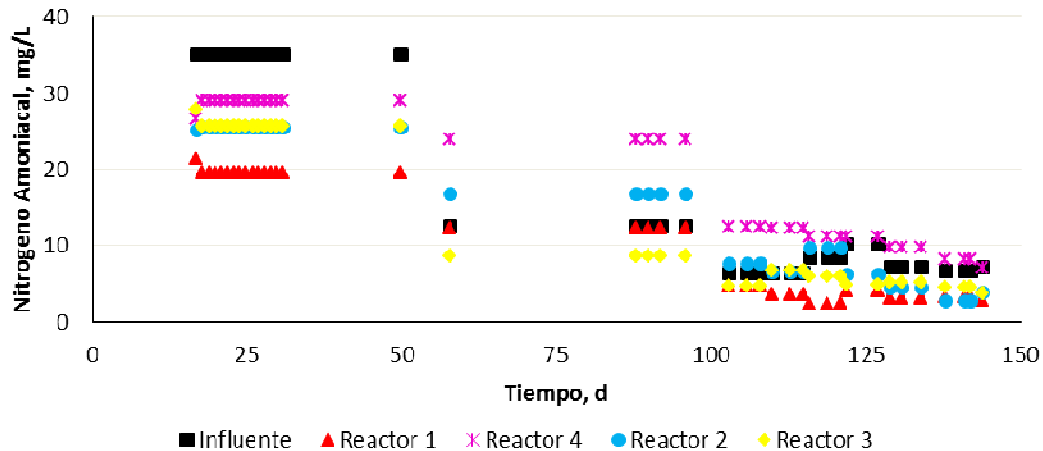
Como datos estadísticos complementarios a los anteriormente mostrados, se realizaron comparaciones entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=0.73 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.28 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=0.22 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.000005 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ). Para las cuales, en ninguna se encontró diferencia significativa.

A pesar de que el análisis estadístico nos dice que no hay diferencias significativas entre los tratamientos. El promedio de las remociones nos arroja que el biofiltro R2 el que esta inoculado con *Pleurotus ostreatus* y en el que la turba paso por un proceso de esterilización, mostró un mejor porcentaje de remoción. La remoción de nitrógeno en este sistema se atribuye por un lado a la actividad enzimática de *P. ostreatus*, ya que se sabe que las enzimas producidas son catalizadores poco especificas ya que son capaces de oxidar una gran diversidad de compuestos orgánicos Dávila, (2006). También la remoción se atribuye a microorganismos presentes en el sistema que pueden llevar a cabo la nitrificación y desnitrificación. Cabe destacar que a pesar de este resultado, las remociones en R2 fueron muy variables observándose que en algunos días no hubo remoción. En cambio R1 exhibió remociones constantes y similares a las de R2. El biofiltro R1 removió hasta el 57.1 % a

concentraciones de 35 mg/L  $N_{total-N}$  **Grafica 23**. Estos resultados son parecidos a los obtenidos por Lens *et al.*, (1994). En su trabajo con filtros empacados con turba, Lens removió  $N_{total-N}$  hasta un 38% a concentraciones de 60 mg/l y pH de 4.

### 5.6 Nitrógeno amoniacal

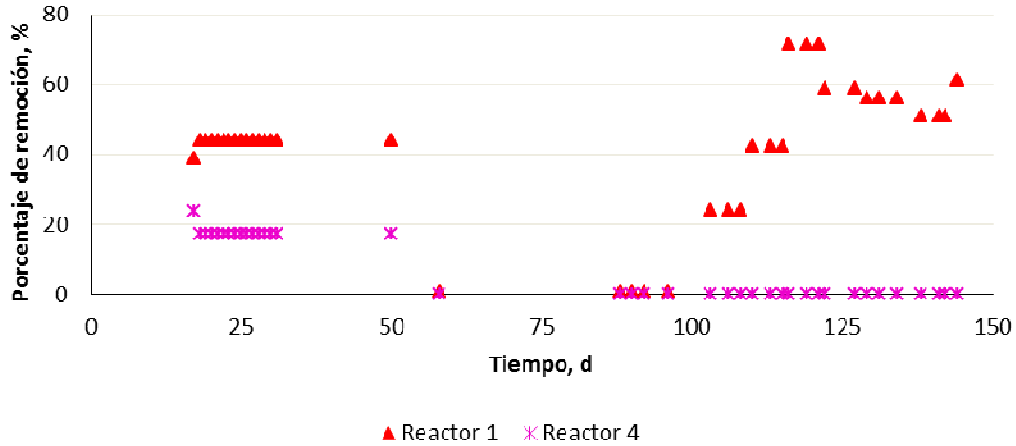
En la **Gráfica 25** para R1 y R3 se notó una disminución en la cantidad de nitrógeno amoniacal, teniendo valores menores al influente. Para el caso de R2 y R4 a pesar que mostraron una tendencia a disminuir la cantidad de nitrógeno amoniacal, solo R2 obtuvo valores menores al influente. El biofiltro R4 mostró valores mayores de nitrógeno amoniacal que el influente. Se realizó un análisis de varianza para ver diferencias entre los tratamientos. De lo cual, se deriva lo siguiente: Inf con R1 ( $F_{\alpha 0.05}=10.99 > F_{tabla}=3.9$ ), Inf con R2 ( $F_{\alpha 0.05}=2.3 < F_{tabla}=3.9$ ), Inf con R3 ( $F_{\alpha 0.05}=3.7 < F_{tabla}=3.9$ ) y Inf con R4 ( $F_{\alpha 0.05}=0.04 < F_{tabla}=3.9$ ). Solo R1 tuvo diferencias significativas respecto al influente.



**Gráfica 25:** Comportamiento del nitrógeno amoniacal en los cuatro biofiltros con respecto al influente

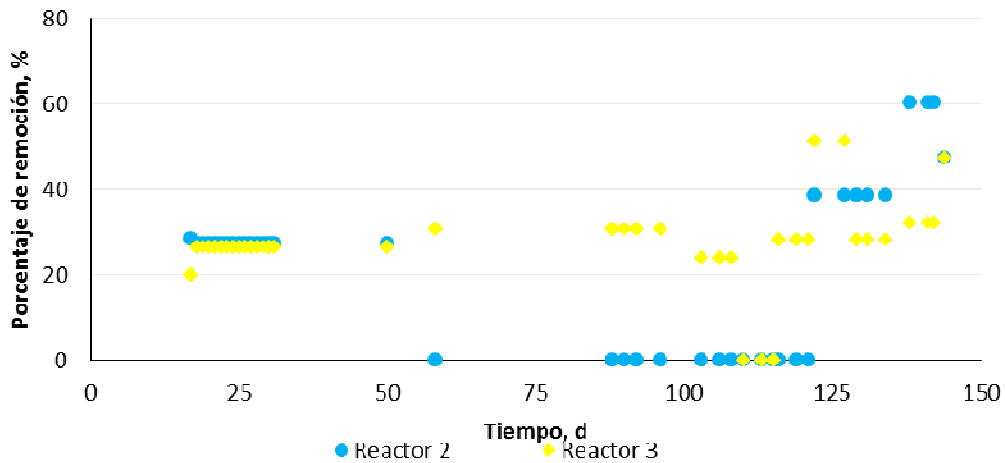
En la **Gráfica 26**, R1 aumentó la remoción de nitrógeno amoniacal y en caso contrario R4. Los porcentajes de remoción se muestran en la **Tabla 14**. El análisis de varianza para los dos tratamientos arrojó que si existen diferencias significativas ( $F_{\alpha 0.05}=21 > F_{tabla}=3.9$ ).





**Gráfica 26:** Remoción de nitrógeno amoniacal en R1 y R4

En la **Gráfica 27**, se observa la tendencia que mostraron los reactores para la remoción de nitrógeno total. En algunos días con el biofiltro R2 no se obtuvo remociones pero conforme avanzó el tiempo el porcentaje de remoción mejoró. Los porcentajes de remoción de muestras en la **Tabla 14**. Se realizó un análisis de varianza y se asumió que no existen diferencias significativas entre tratamientos ( $F_{\alpha 0.05} = 0.28 < F_{\text{tabla}} = 3.9$ ).



**Gráfica 27:** Remoción de nitrógeno amoniacal en R2 y R3

**Tabla 14: Porcentaje de remoción para nitrógeno amoniacal**

Nitrógeno Amoniacal		
	%R en 625 mg/L d	%R en 162 mg/L d
<b>R1</b>	43.9	41.8
<b>R2</b>	27.5	19.3
<b>R3</b>	26	27.8
<b>R4</b>	17.7	1.3

Además de las comparaciones antes mencionadas, se realizaron comparaciones entre el biofiltro R1 y R3 ( $F_{\alpha 0.05}=2.2 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R2 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=4.8 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R1 y R2 ( $F_{\alpha 0.05}=4.6 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ), R3 y R4 ( $F_{\alpha 0.05}=7.12 < F_{\text{tabla}}=3.9$ ). Para las cuales, se puede observar que existe diferencia significativa entre los biofiltros 1 y 2, 2 y 4, 3 y 4.

Los análisis estadísticos y los porcentajes de remoción, indicaron que el biofiltro que mejor desempeño tuvo es el biofiltro empacado con turba sin esterilizar (R1). Ya que mostró remociones de hasta el 80.6 % a concentraciones de 8.44 mg/L de N-NH<sub>3</sub>, además las remociones fueron constantes. Las remociones que se obtuvieron en estos ensayos son comparables con las obtenidas por Lens *et al.*, (1994). El en su trabajo con filtros empacados con turba removió hasta el 93 % a concentraciones de 14 mg/L de N-NH<sub>3</sub> y a pH de 4

### 5.7 Enzima Lacasa

Para la medición de la actividad enzimática de la Lacasa en R2 y R4. Se tomó una muestra de la turba colonizada con *P.ostreatus* en estos reactores. Además se tomó una muestra de R1 que se utilizó como blanco negativo, también se tomó una muestra de un cultivo puro de *P. ostreatus* que se utilizó como blanco positivo. Posteriormente se sustrajo el extracto enzimático de acuerdo con la metodología descrita en el **Anexo 8**. Finalmente en un espectrofotómetro se midió el cambio de absorbancia al llevar a cabo la reacción que se detalla en el **Anexo 8** durante 4 minutos. Una vez obtenido el cambio de absorbancias se calculó la actividad enzimática en UI/L con la siguiente fórmula:

$$Lcc = (\Delta \text{abs}/t) * (1000/\epsilon * b) * (Vt/Vm)$$

En la **Tabla 15** se especifica los valores utilizados para cada parámetro de la fórmula.

**Tabla 15: Valores utilizados para cada parámetro**

Simbología	Significado	Valor
$\Delta_{abs}$	Cambio de Absorbancia	
Vt (mL)	Volumen total	3.00
Vm (mL)	Volumen de la muestra	2.40
t (min)	Tiempo de reacción	4.00
$\epsilon$ ( $\text{mol}^{-1}\text{cm}^{-1}$ )	Coefficiente de extinción	36000.00
b (cm)	Longitud de la celda	1.00

Del ensayo realizado para cada muestra se obtuvieron los siguientes resultados mostrados en la **Tabla 16**.

**Tabla 16: Resultados de actividad enzimática**

Características del biofiltro	Muestra	Actividad enzimática UI/L
Empacado con turba estéril e inoculado con <i>P. ostreatus</i>	Reactor 2	8.68
Empacado con turba sin esterilizar e inoculado con <i>P. ostreatus</i>	Reactor 4	17.36
Empacado con turba sin esterilizar	Reactor 1 (B-)	0
	B+	8.68

Las actividades obtenidas en este ensayo fueron muy bajas en comparación con trabajos anteriores como el de Faroco *et al.*, (2009), en donde encontró porcentaje de remoción de colorantes azo hasta del 25% con una actividad enzimática de 1 UI/mL. En los ensayos realizados en este trabajo se obtuvieron actividades enzimáticas de 8.68 y 17.36 UI/L. Suyén *et al.*, (2003) menciona que las enzimas en contacto con efluentes industriales concentrados son inhibidas. En el presente ensayo pudo suceder parcialmente este fenómeno, por lo cual no se obtuvieron actividades enzimáticas como las reportadas en otros trabajos. Sin embargo la actividad enzimática presente junto con los microorganismos y los procesos físicos de remoción de la turba (en sistema) removieron color y son comparables con los de la literatura.

## 5.8 TOXICIDAD

En cuanto a las pruebas de toxicidad con *Vibrio fisheri*, se realizó un muestreo para los cuatro efluentes y el influente. Este muestreo fue en la etapa final de operación de los reactores, los resultados se muestran en la **Tabla 17**.

**Tabla 17: Resultados del ensayo de toxicidad**

Muestra	Características del biofiltro	CE50 (%)	UT
R1	Empacado con turba sin esterilizar	TOXICIDAD NO DETECTADA	
R2	Empacado con turba estéril e inoculado con <i>P.ostreatus</i>	TOXICIDAD NO DETECTADA	
R3	Empacado con turba estéril	21.6	4.6
R4	Empacado con turba sin esterilizar e inoculado con <i>P.ostreatus</i>	TOXICIDAD NO DETECTADA	
Inf		15.9	6.3

La toxicidad del agua problema fue de 6.3 UT. Para el R1, R2 y R4 no se detectó toxicidad. Para el efluente del R3 se detectó toxicidad de 4.6 UT.

Estos resultados indican que el R1, R2 y R4 son eficientes para disminuir la toxicidad del agua con la que se experimentó. En cambio el R3 a pesar de mostrar una toxicidad menor a la del influente, sigue mostrando toxicidad. Debido tal vez a que la turba al pasar por un proceso de esterilización no contó con los microorganismos necesarios para reducir la toxicidad o bien al medir la toxicidad casi al final de la operación de los reactores este pudo estar ya saturado disminuyendo su efectividad.

Casieri *et al.*, (2008) en su trabajo de tratamiento de efluentes textiles coloreados mediante *P. ostreatus* encontró que este hongo es excelente para la detoxificación de efluentes industriales, lo que comprobamos con este trabajo. También otros autores como Dávila Solano, (2005) que trabajó con sistemas con turba, afirma que la turba también es un sistema benéfico para la remoción de toxicidad. Por lo cual, en los biofiltros R4 y R2 el hongo y la turba en conjunto ayudaron a la disminución de toxicidad.

# CONCLUSIONES

# RECOMENDACIONES

---

Y

## 6.1 Conclusiones

Se encontró que con la disminución de la carga hidráulica volumétrica se aumentó la remoción de materia orgánica, color, así como los demás parámetros.

Tanto para la concentración de 625 como la de 162 m/L. El biofiltro con turba sin esterilizar (R1) tuvo las mejores remociones de color 42.2 y 50% y de 53.4 y 57% de materia orgánica respectivamente. Debido a los procesos de adsorción y absorción de la turba y de la acción de los microorganismos adheridos a ella.

Los sistemas de biofiltración R2 y R4 aportaron materia orgánica con las enzimas excretadas siendo verificada su presencia al medir su actividad enzimática. Mostrando remociones de materia orgánica bajas 41.6 y 47.8%. La actividad enzimática de R2 y R4 (8.68 y 17.36 UI/L) no fue suficiente para remociones altas de color obteniendo remociones de 46 y 41.6% debidas también a la cooperación de los procesos de sorción de la turba y acción microbiana.

El sistema de biofiltración R3 mostró remociones de color de 35 y 56.8% para materia orgánica. Siendo más bajas e inconstantes que las de R1. De lo cual se concluye que el proceso de esterilización como condición primaria de la turba en los biofiltros, afecta negativamente de forma directa en su desempeño.

Los análisis de varianza realizados a los resultados de color (como concentración) exhibió que no existen diferencias significativas entre ninguno de los biofiltros y en DQO solo existe diferencia entre R1 y R2. De lo cual, se concluyó que el biofiltro R1 dio mejores resultados que los otros tres reactores, debido a que mostró mejores remociones de color y materia orgánica, además se evitó y ahorro tiempo en la inoculación, proliferación y adaptación de *P. ostreatus*.

También a pesar de no ser parte de los objetivos de este trabajo se evaluó el desempeño del nitrógeno total, nitrógeno amoniacal, fósforo y toxicidad en los diferentes efluentes. Se encontró que el biofiltro con turba sin esterilizar (R1) mostró las mejores remociones de Nitrógeno amoniacal 41.8 % y fósforo total 89.3 %. Las remociones de Nitrógeno total fueron del 30.1 %, a pesar de que no fue la más alta, no difiere de las remociones de los otros reactores. A demás R1 disminuyó la toxicidad del efluente hasta no ser detectada.

## 6.2 RECOMENDACIONES

En base al estudio realizado, se recomienda lo siguiente:

- ❖ Aumentar la carga hidráulica volumétrica en los biofiltros, para encontrar el límite superior de remoción en la turba de materia orgánica y color.
- ❖ Realizar un estudio de seguimiento de los subproductos, para averiguar la posible mineralización del colorante.
- ❖ Realizar un estudio de escalamiento del biofiltro a nivel piloto para proponer un tratamiento a los efluentes industriales coloreados reales. Ya que la problemática existe y aún no hay soluciones prácticas para su tratamiento en las concentraciones y volúmenes que se generan.

# Anexo 1. Características generales de la cepa fúngica

---

Los hongos, se definen de acuerdo con sus características, como organismos eucariotes, productores de esporas, sin clorofila, con nutrición heterótrofa por medio de absorción, capaces de reproducirse sexual y/o asexualmente, cuyos filamentos son estructuras somáticas ramificadas usualmente llamadas hifas y al conjunto de hifas ramificadas de los hongos se le conoce como micelio (Guzmán y col., 1993). A partir del micelio se producen los basidiocarpos (setas), que puede crecer radialmente varios metros.

El reino fungí se divide en: *Myxomycota* y *Eumycota*. La primera división incluye hongos gelatinosos, la segunda incluye hongos conocidos como hongos verdaderos y se divide en cuatro grupos *Phycomycota*, *Ascomycota*, *Basidiomycota* y *Deuteromycota* (Herrera y Ulloa, 1998). Los basidiomicetos forman el grupo de hongos más familiar, ya que incluyen a los hongos de sombrero (setas) como *Pleurotus ostreatus*. Un tipo de basidiomiceto es el hongo de la podredumbre blanca, capaz de degradar una serie de compuestos algunos tóxicos. Ejemplo de este tipo de hongo es el:

## ***Pleurotus ostreatus***

Reino: Fungi o Mycota

Phylum: Basidiomycota

Clase: Homobaidiomycetes

Familia: Pleurotacea

Especie: *ostreatus*

División: Eumycetes

Subdivisión: Basidiomycotina

Orden: Agaricales

Genero: *Pleurotus*

## Descripción

Su sombrerillo o parte superior tiene un tamaño que depende de la edad y de las condiciones en las que ha crecido, oscilando entre los 5 y 20 cm de diámetro. Su forma al principio es redondeada y abombada a medida que va creciendo es menos convexa y se aplana. La superficie es lisa y uniforme. Su color puede variar desde gris claro a azulado y de café a pardo (García Rollan, 2007).

## Anexo 2. Características de la turba.

---

Es la forma disgregada de la vegetación de un pantano, descompuesta de modo incompleto a causa del exceso de agua y falta de oxígeno (Penningdfeld y Kurzman, 1983). Sus principales componentes son la lignina y la celulosa. Estos componentes especialmente la lignina produce grupos funcionales polares tales como alcoholes, aldehídos, cetonas, ácidos, hidróxidos fenólicos y éteres que pueden encontrarse en los enlaces químicos (Viraraghavan y Ayyaswami, 1987). Desde un punto de vista general, las características más importantes de las turbas Sphagnum, son: estructura mullida, bajas densidades aparente y real, porosidad total elevada, suficiente contenido de aire, alta capacidad de retención de agua total y disponible (asimilable), pH ácido, salinidad reducida, elevada capacidad de intercambio catiónico, alto contenido de materia orgánica y bajo nivel de nutrientes asimilables. Algunos de los valores típicos de las características fisicoquímicas se muestran a continuación (**Tabla 18**).

**Tabla 18: Características fisicoquímicas de la turba**

Propiedad	Turba
pH	3,3
Conductividad eléctrica (extracto de saturación; dS/m)	0,6
Capacidad de intercambio catiónico (meq/100 g)	139
Materia orgánica (%)	97
Cenizas (%)	3
Nutrientes asimilables (extracto de saturación; ppm)	
N-NO <sub>3</sub>	14
P	0,6
K <sup>+</sup>	36
Ca <sup>2+</sup>	13
Mg <sup>2+</sup>	16
Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	0,14
Espacio poroso total (%Vol.)	91
Capacidad de retención de agua (mL/L)	804

Fuente: Abad et al., (1996)

En la actualidad es utilizada, entre otras cosas, como insumo en la industria perfumera y en jardinería; prácticamente exenta de malezas y agentes patógenos. También hay quienes la utilizan como materia orgánica en suelos para cultivo de hongos, especialmente en la producción de champiñones aventajando a otros tipos de substrato por el color blanco que se obtiene en el producto final.



## Anexo 3. Técnicas para la propagación e inoculación de micelios

Reportada por Montiel y colaboradores (2001)

Propagación del micelio en medio líquido o sólido

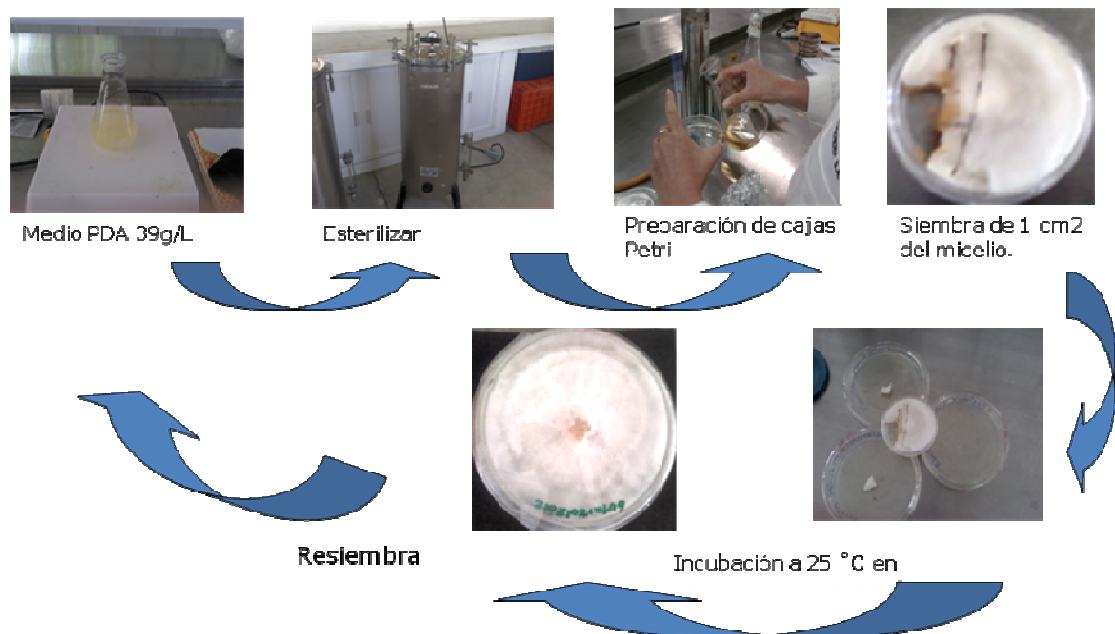
Con ayuda de un bisturí se cuadrícula el micelio contenido en la caja Petri con la cepa, con finalidad de obtener porciones de más o menos  $1\text{cm}^2$ , o bien con un horador (**Figura 14**). Estas porciones se colocan en matraces de 250 mL con caldo fungal y se incuban a 70 rpm a  $30\text{ }^\circ\text{C}$  por 6 días. Para sembrarlo en cajas Petri, el inóculo sacado con el horador se coloca directamente en el agar solidificado y se incuba a  $30\text{ }^\circ\text{C}$ , por 6 días en oscuridad.

Inoculación en sustrato de soporte

Preparación del sustrato

Turba: Se esteriliza o no según su caso y se humedece con agua esterilizada hasta obtener un 60 % de humedad.

Se empaquetan los reactores (cada uno con el sustrato seleccionado) y se inocula el micelio obtenido en el medio líquido del punto 1 previamente seleccionado, de tal manera que el micelio quede distribuido en forma abundante y homogénea en todo el reactor.



**Figura 13:** Metodología para sembrar en medio Agar dextrosa de papa (PDA).

## Anexo 4. Determinación de la hidrodinámica de los reactores.

---

La determinación de la hidrodinámica de los biofiltros se basa en las pruebas de vaciado según la metodología descrita por Garzón, *et al.*, (2003), tiene por objeto obtener una fórmula que describe el comportamiento hidrodinámico del reactor, a partir de la cual se puede calcular el tiempo de retención hidráulico teórico (TRH) en los reactores.

### Pruebas de vaciado

La metodología para las pruebas de vaciado de los biofiltros es como sigue:

Se pesan los reactores vacíos.

Se coloca en la parte inferior de los reactores una capa de grava hasta un nivel de 5 cm por arriba del fondo para evitar que el material de empaque se vaciara y se pesan. Después se agregan 4.5 L del MF húmedo y se pesan nuevamente las columnas.

Se llenan los reactores con agua hasta un nivel de la grava, se vacían y se mide el agua, esto indica el valor de los espacios vacíos que se encuentran en el volumen de la grava.

Cada reactor es llenado por el fondo con agua hasta que el medio filtrante este completamente inmerso, el llenado se debe realizar lentamente para prevenir la expansión del mismo y la formación de burbujas de aire. Se deja reposar toda la noche.

Se vacía la columna. Muchas veces el nivel del MF baja por que se compacta; si esto ocurre agregar más MF.

Las columnas se llenan nuevamente con agua y se comienzan las pruebas de vaciado. La duración de esta prueba es de 1200 minutos y se hace por triplicado para cada reactor. El volumen de agua que se encuentra en los reactores es vaciado y se mide el volumen acumulado en varios intervalos de tiempo (1, 2, 4, 15, 30, 60, 180, 240, 480, 1200 minutos).

Después de las tres pruebas de vaciado se toman muestras del MF de la parte alta, media y baja de los reactores y se determina el contenido de agua haciendo un promedio de las tres muestras de cada reactor.

Con los resultados se calcula la porosidad *in situ*, la cual debe ser igual al volumen de agua acumulada al final de las pruebas de vaciado, adicionando el volumen de agua contenido en el MF (promedio del contenido de agua en las 3 muestras del MF).

### **Determinación de los espacios vacíos en los reactores con respecto al flujo de salida.**

Para la determinación del volumen de los espacios vacíos se utiliza el volumen de agua obtenido de las pruebas de cada intervalo de tiempo y graficando.

$$Q = \Delta \text{ volumen} / \Delta \text{ intervalo de tiempo}$$

El volumen corresponde al volumen acumula de las pruebas de vaciado, con este volumen y los tiempos se obtiene el caudal de salida.

### **Determinación de la carga hidráulica**

La carga hidráulica se utiliza para describir la tasa de flujo del volumen de líquido (caudal) aplicado a la turba por el volumen ocupado por la turba. La carga hidráulica se obtiene utilizando la siguiente ecuación.

$$\text{Carga hidráulica} = Q / V_{\text{TURBA}}$$

Donde:

Carga hidráulica ( $\text{m}^3/\text{m}^3\text{Turba}/\text{d}^{-1}$ )

$Q$  = Caudal de alimentación ( $\text{m}^3/\text{d}$ )

$V_{\text{TURBA}}$  = Volumen de la turba ( $\text{m}^3$ )

El volumen de la turba en cada reactor es igual a:

$$V = \pi r^2 \cdot H$$

Conociendo el valor del caudal y el volumen se calcula la carga hidráulica.

$$\text{Carga hidráulica} = Q / V_{\text{TURBA}}$$

### **Determinación del tiempo de residencia hidráulica**

Para la determinación del tiempo de retención hidráulica se utiliza la ecuación siguiente:

$$\text{TRH} = V_T / Q$$

Donde:

TRH = Tiempo de residencia hidráulica

$V_T$  = Volumen total del agua residual en tratamiento (volumen correspondiente a la porosidad – volumen de espacios vacíos)

$Q$  = Caudal (L/d)

Sustituyendo el caudal utilizado en las ecuaciones de espacios vacíos para los reactores, se obtiene el volumen de espacios vacíos para este caudal y por diferencia entre el volumen total de agua contenida en la turba y el volumen de

espacios vacíos, obtenemos el volumen real de agua residual en tratamiento y sustituyendo el volumen real y el caudal utilizado se obtiene el TRH.

$$\text{TRH} = V_T / Q$$

## Anexo 5. Resultados de la caracterización del efluente textil

---

**Tabla 19: Caracterización del efluente textil**









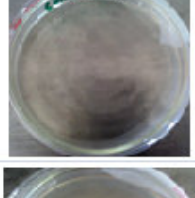

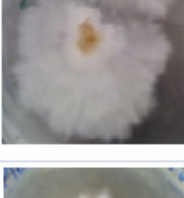

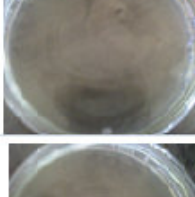

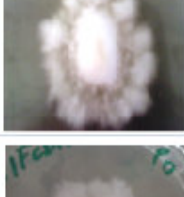


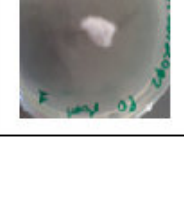
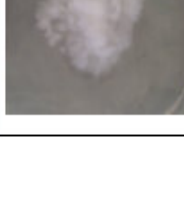
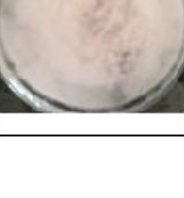
Parámetro (*)	VALOR
DQO (mg O <sub>2</sub> /L)	8401
SDT	0.9
pH	5.23
T (°C)	23.7
N-NO <sub>3</sub>	15
N-NO <sub>2</sub>	45
Color aparente (Upt-Co)	21300
Color verdadero (Upt-Co)	17800
N-TOTAL	275
PT	10
N-NH <sub>3</sub>	97

\* mg/L Salvo se indique otra unidad

## Anexo 6. Resultados de la resiembra de *P. ostreatus*.

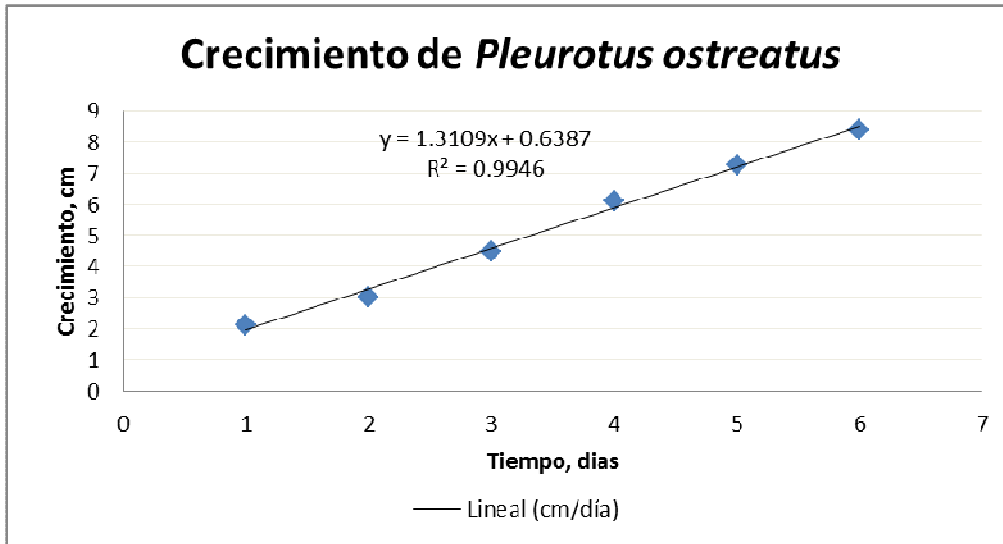
La cepa de *P. ostreatus* donada por el Centro de Investigaciones Biológicas de la UAEM. Se realizaron 5 resiembras por decuplicado en un periodo de 3 meses. Con el objetivo de conservar la cepa. Por lo cual también se monitoreó su crecimiento diario a temperatura ambiente (25-27°C) en obscuridad y se tomaron fotos en un periodo de 2, 6 y 14 días. Se comparó su crecimiento cualitativamente en las 5 resiembras. En esta comparación se puede observar que tienen el mismo patrón de crecimiento a las condiciones sometidas (**Tabla 20**). También con las primeras resiembras se calculó  $K_t$  en función del crecimiento lineal como se muestra en la **Gráfica 27** y la **Tabla 21**.

**Tabla 20: Características de crecimiento de *P. ostreatus* a diferentes días de crecimiento.**

Número de resiembra	Día de siembra	Blanco	Revisión a los 2 días	Revisión a los 6 días	Revisión a los 14 días
1	14-Feb-12				
2	21-Feb-12				
3	06-Mar-12				
4	30-Mar-12				
5	17-Abr-12				

**Tabla 21: Crecimiento diario de *P. ostreatus*.**

	Caja 1	Caja 2	Caja 3	Caja 4	Caja 5	Caja 6	Caja 7	Caja 8	Caja 9	Caja 10	Promedio
Día	cm	cm	cm	cm	cm	cm	cm	cm	cm	cm	cm
1	2	2	1.8	2	1.8	2.5	2.3	2	2.1	2.5	2.1
2	3.3	3	2.1	3	2.5	3.3	3.3	2.9	3.3	3.5	3.02
3	4.5	4.8	3.8	4.3	4	5	4.8	3.7	5	4.7	4.46
4	6.3	6.3	5	6.6	5.6	6.8	6.5	5.6	6	6.5	6.12
5	7.3	7.3	6.6	7.1	7	8	7	7	7.8	7.5	7.26
6	8.5	8.5	8.5	8.5	8.5	8.5	8	8	8.5	8.5	8.4



**Grafica 28: Comportamiento del crecimiento de *P. ostreatus*.**

## Anexo 7. Resultados de la hidrodinámica de los biofiltros

Para la determinación de la porosidad in situ del medio filtrante:

Se tomó una muestra de la turba preparada y se colocó en una cápsula ya a peso contante, se pesó la cápsula con la turba. Posteriormente se colocó en la estufa por 3 horas y se pesó nuevamente. Después se dejó 24 horas en la estufa y se tomó el peso final (peso seco).

Determinación del peso seco de la turba en los biofiltros

Se pesó el biofiltro vacío, posteriormente con grava y con turba. Por diferencia de pesos se calculó el peso seco de la turba (**Tabla 22**).

**Tabla 22: Peso seco del Material filtrante**

	Biofiltro	Biofiltro + grava	Biofiltro +turba+grava	Peso seco turba
1	1997.40	2453.50	3300.00	846.50
2	2034.60	2490.50	3450.00	959.50
3	1904.60	2364.60	3000.00	635.40
4	1833.30	2291.63	2900.00	608.37

Cálculo de la porosidad en los biofiltros

Se realizaron pruebas de vaciado en cada biofiltro, pero se tomó en cuenta la última para realizar los cálculos, debido que para este momento la turba tomó una mejor estructura y los datos son más estables. Los resultados de las pruebas de vaciado son las siguientes (**Tabla 23**):

**Tabla 23: Volumen acumulado durante la prueba de vaciado**

Tiempo (min)	Volumen R1 (mL)	Volumen R2 (mL)	Volumen R3 (mL)	Volumen R4 (mL)
1	500	450	460	400
2	130	120	133	139
4	80	83	90	86
15	62	60	61	64
30	46	45	47	51
60	37	39	41	37
180	34	35	29	30
240	29	33	28	27
480	33	32	22	25
1200	19	23	20	19
Volumen acumulado	970	920	931	878

Determinación del volumen de agua retenida al final de los ensayos de drenaje en los biofiltros



Al finalizar las pruebas de vaciado los biofiltros se vaciaron para después inocularlos y se tomaron muestras de la parte alta, media y baja. Las muestras se colocaron en cápsulas a peso constante (**Tabla 24, 25, 26, y 27**).

**Tabla 24: Cálculo del porcentaje de humedad en el Biofiltro 1.**

Muestra R1	Cápsula	Peso Constante (g)	Cápsula +turba húmeda (g)	Peso seco (g)	Turba húmeda (g)	Turba seca (g)	Agua (g)	Humedad (%)	gH <sub>2</sub> O/gturba seca
Alta	1	45.48	57.63	48.56	12.15	3.08	9.07	74.63	2.94
Media	2	47.70	58.78	50.30	11.08	2.60	8.48	76.57	3.27
Baja	3	46.02	62.50	48.89	16.48	2.87	13.62	82.61	4.75
Promedio								77.93	3.65

**Tabla 25: Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 2.**

Muestra R2	Cápsula	Peso Constante (g)	Cápsula +turba húmeda (g)	Peso seco (g)	Turba húmeda (g)	Turba seca (g)	Agua (g)	Humedad (%)	gH <sub>2</sub> O/gturba seca
Alta	1	46.02	54.04	48.30	8.02	2.28	5.74	71.58	2.52
Media	2	43.52	51.31	45.51	7.80	1.99	5.81	74.52	2.92
Baja	3	49.40	59.51	51.53	10.11	2.13	7.98	78.93	3.75
Promedio								75.01	3.06

**Tabla 26: Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 3.**

Muestra R3	Cápsula	Peso Constante (g)	Cápsula +turba húmeda (g)	Peso seco (g)	Turba húmeda (g)	Turba seca (g)	Agua (g)	Humedad (%)	gH <sub>2</sub> O/gturba seca
Alta	1	49.40	58.42	51.38	9.02	1.98	7.04	78.09	3.56
Media	2	48.15	53.00	49.20	4.85	1.05	3.80	78.37	3.62
Baja	3	46.02	51.65	46.97	5.63	0.95	4.68	83.14	4.93
Promedio								79.86	4.04

**Tabla 27: Cálculo del porcentaje de humedad en el biofiltro 4.**

Muestra R4	Cápsula	Peso Constante (g)	Cápsula +turba húmeda (g)	Peso seco (g)	Turba húmeda (g)	Turba seca (g)	Agua (g)	Humedad (%)	gH <sub>2</sub> O/gturba seca
Alta	1	60.76	63.75	61.43	2.99	0.67	2.32	77.51	3.45
Media	2	47.70	52.08	48.54	4.38	0.84	3.54	80.87	4.23
Baja	3	48.34	54.86	49.28	6.53	0.94	5.58	85.52	5.91
Promedio								81.30	4.53

**Tabla 28: Cálculo del porcentaje de porosidad en los biofiltros.**

Biofiltro	1	2	3	4
V <sub>H2O drenada 1200 min</sub> (mL)	970.00	920.00	931.00	878.00
V <sub>H2O retenida al final</sub> (mL)	3091.98	2938.70	2566.19	2754.72
V <sub>total</sub> (mL)	4061.98	3858.70	3497.19	3632.72
V <sub>teórico</sub> (mL)	4712.40	4712.40	4712.40	4712.40
% Porosidad	86.20	81.88	74.21	77.09

Determinación de los espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida.

Para determinar el volumen de los espacios vacíos se utiliza el volumen de agua obtenido de las pruebas de vaciado de cada intervalo de tiempo y graficando la ecuación siguiente:

$$Q = \Delta \text{ volumen} / \Delta \text{ intervalo de tiempo}$$

Los datos de volumen acumulado se tomaron de las pruebas de vaciado y se sustituyeron en la ecuación anterior, con esto se obtuvo el caudal de salida. En las siguientes tablas se muestran los resultados (**Tabla 29, 30, 31 y 32**).

**Tabla 29: Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro 1 (R1).**

Tiempo	Volumen R1 (mL)	V. acumulado (mL)	Q salida (L/d)
0	0	0	0
1	500	500	720
2	130	630	187.20
4	80	710	57.60
15	62	772	8.12
30	46	818	4.42
60	37	855	1.78
180	34	889	0.41
240	29	918	0.69
480	33	951	0.19
1200	19	970	0.04
Volumen acumulado	970		

**Tabla 30: Cálculo de los espacios vacíos el biofiltro 2 (R2).**

Tiempo	Volumen R2 (mL)	V. acumulado (mL)	Q salida (L/d)
1	450	450	648.00
2	120	570	172.80
4	83	653	59.76
15	60	713	7.85
30	45	758	4.32
60	39	797	1.87
180	35	832	0.42
240	33	865	0.79
480	32	897	0.19
1200	23	920	0.05
Volumen acumulado		920	

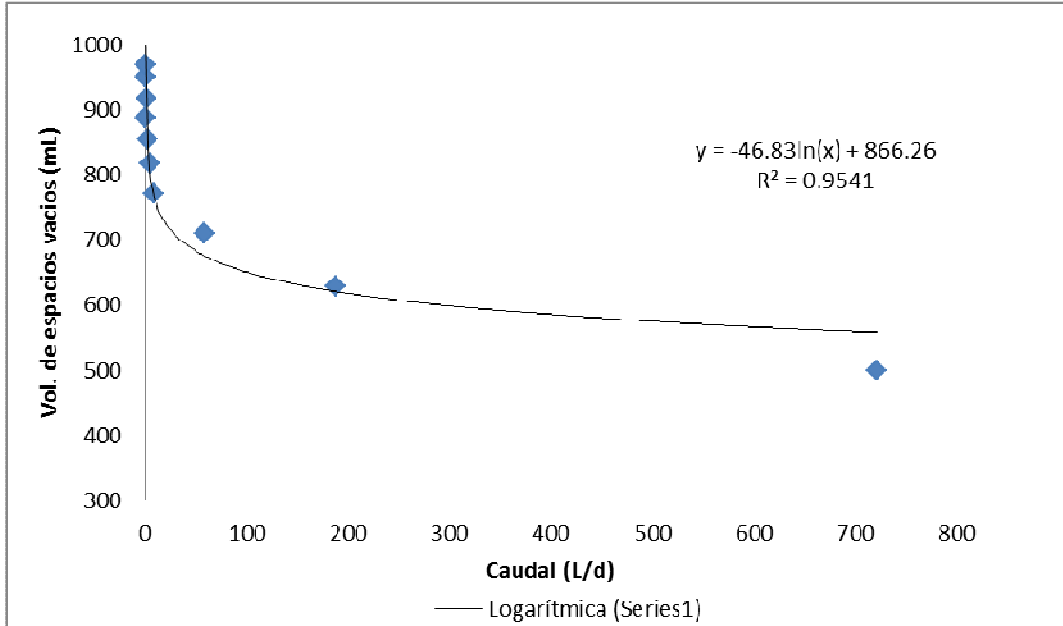
**Tabla 31: Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro 3 (R3).**

Tiempo	Volumen R3 (mL)	V. acumulado(mL)	Q salida (L/d)
1	460	460	662.40
2	133	593	191.52
4	90	683	64.80
15	61	744	7.98
30	47	791	4.51
60	41	832	1.96
180	29	861	0.34
240	28	889	0.67
480	22	911	0.13
1200	20	931	0.04
Volumen acumulado		931	

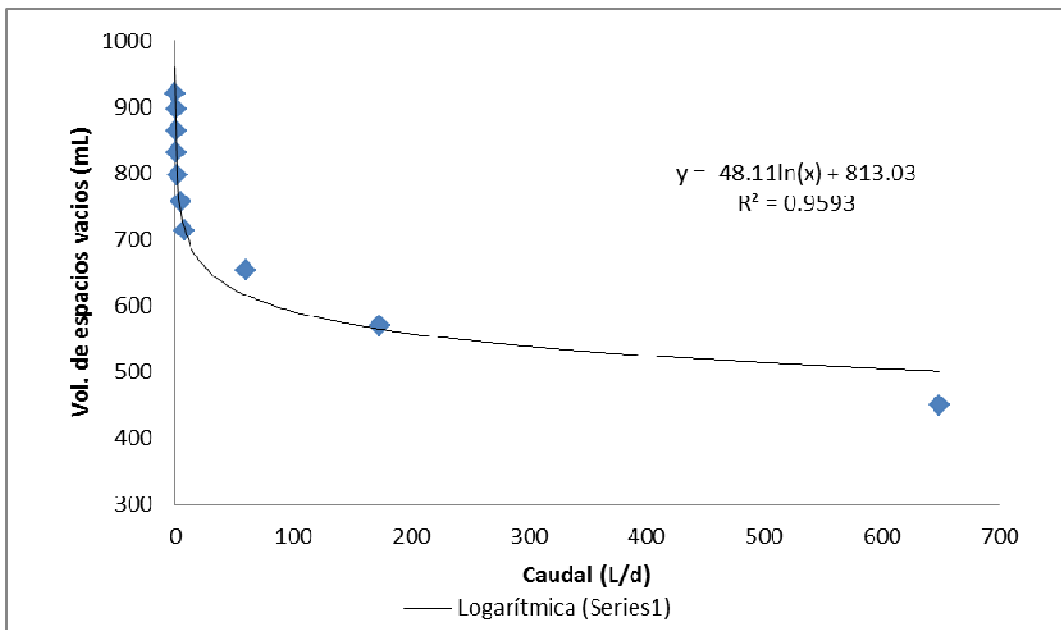
**Tabla 32: Cálculo de los espacios vacíos en el biofiltro 4 (R4).**

Tiempo	Volumen R4(mL)	V. acumulado (mL)	Q salida (L/d)
1	400	400	576.00
2	139	539	200.16
4	86	625	61.92
15	64	689	8.38
30	51	740	4.89
60	37	777	1.78
180	30	807	0.36
240	27	834	0.65
480	25	859	0.15
1200	19	878	0.04
Volumen acumulado		878	

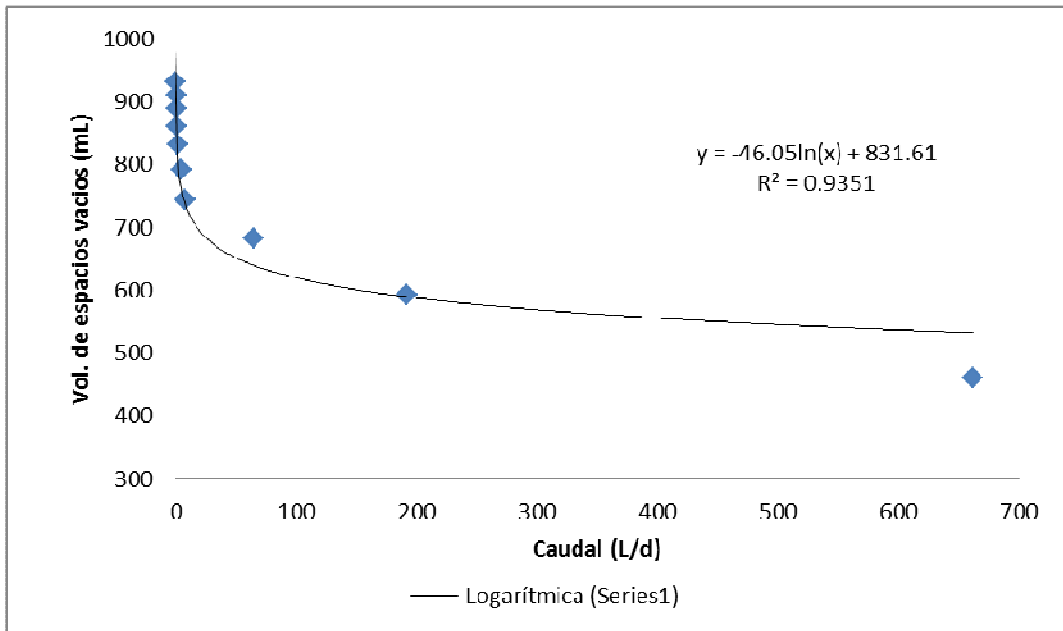
Posteriormente se graficó el caudal vs volumen de espacios vacíos que corresponden al volumen de agua acumulada dentro de los biofiltros, se ajustó la curva y se obtuvo la ecuación de esa curva con la cual se determina el volumen de espacios vacíos en el biofiltro. En seguida se muestran las curvas de espacios vacíos para cada uno de los biofiltros (Gráfica 29, 30, 31 y 32).



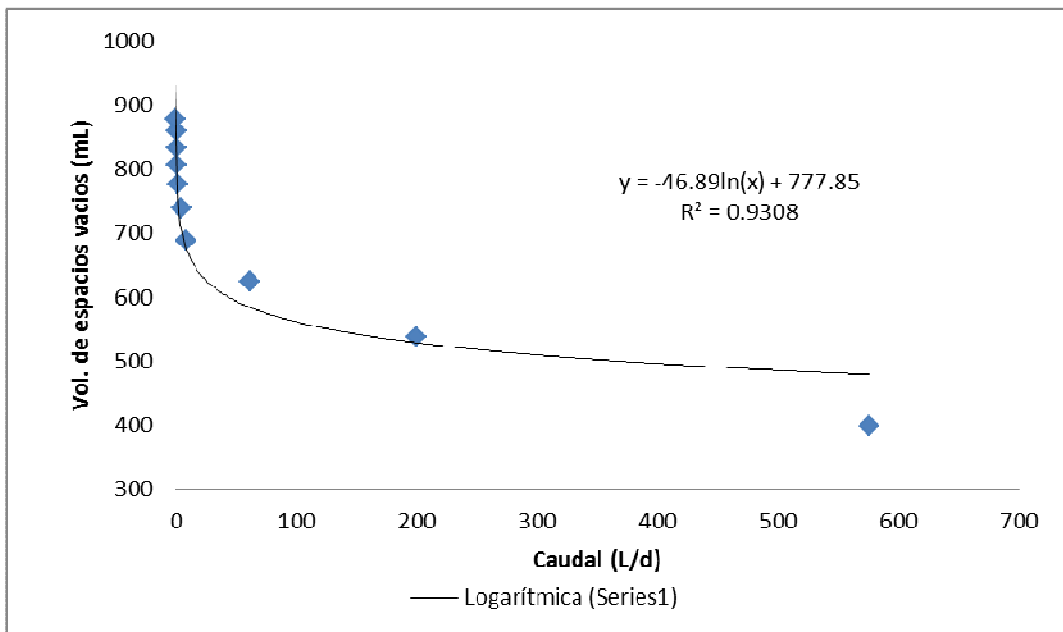
**Gráfica 29:** Curva de espacios vacíos del R1



**Gráfica 30:** Curva de espacios vacíos del R2



**Gráfica 31:** Curva de espacios vacíos del R3



**Gráfica 32:** Curva de espacios vacíos del R4

A partir de las formulas obtenidas en las curvas, se puede determinar el volumen de espacios vacíos para cualquier caudal y por diferencia entre el volumen total de agua contenido en la turba (porosidad *in situ*) y el volumen de espacios vacíos se obtiene el volumen de agua residual en tratamiento. Con estos datos se puede calcular el TRH.

### Determinación de la carga hidráulica

La carga hidráulica se usa para describir el caudal aplicado a la turba por el área ocupada por la turba (**Tabla 33**). Se obtiene utilizando la ecuación siguiente:

$$\text{Carga hidráulica} = Q/V_{\text{TURBA}}$$

**Tabla 33: Carga hidráulica para los biofiltros.**

Biofiltro	1	2	3	4
Carga Hidráulica (m <sup>3</sup> /d)	0.743	0.743	0.743	0.743
Q(L/d)	3.500	3.500	3.500	3.500
V (L)	4.712	4.712	4.712	4.712

### Determinación del tiempo de retención hidráulica (TRH)

Sustituyendo el caudal utilizado en las ecuaciones de la curva de espacios vacíos de cada biofiltro se obtiene el volumen de espacios vacíos para este caudal y por diferencia entre el volumen total de agua contenido en la turba y el volumen de espacios vacíos, se obtiene el volumen real de agua residual en tratamiento. Sustituyendo el volumen real y el caudal utilizado se obtiene el TRH (**Tabla 34**).

$$\text{TRH} = V_r/Q$$

**Tabla 34: Cálculos para determinar el TRH y Carga orgánica volumétrica.**

Biofiltro	1	2	3	4
Ecuación	46.83+LN()+866.26	48.11+LN()+813.03	46.05+LN(1)+831.61	46.89+LN(1)+777.85
Q (mL/min)	2.430	2.430	2.430	2.430
Q (L/d)	3.500	3.500	3.500	3.500
Volumen de espacios vacíos (L)	0.823	0.769	0.786	0.731
Volumen a la porosidad	4.062	3.859	3.497	3.633
Volumen real del AR en trata	3.239	3.090	2.712	2.902
TRH (d)	0.925	0.883	0.775	0.829
TRH (h)	22.208	21.188	18.594	19.898
Carga Orgánica Volumétrica (mg/Ld)	624.7	624.7	624.7	624.7
Carga Orgánica Volumétrica (mg/Ld)	161.700	161.700	161.700	161.700

## Anexo 8. Técnica de evaluación de actividad enzimática

---

### Extracto enzimático

La extracción se realiza a cabo con un amortiguador de acetato de sodio 50mM con un pH 4.6 en una relación de 1:3 (w/v). La solución se mezcla manualmente por 5 minutos y mecánicamente (100 rpm, 60 min) y el sobrenadante se filtra (0.45  $\mu\text{m}$ ) para obtener el extracto crudo enzimático (Gomes M. K. M. *et al.*, 2006).

### Lacasa

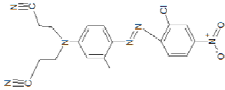
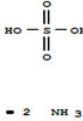
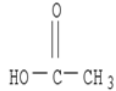
Se toma 800  $\mu\text{L}$  del extracto enzimático en tubos de ensayo y se adiciona a cada tubo 100  $\mu\text{L}$  de 2,2 azinobis, 3 etil-benzotiazolina-6-sulfonato (ABTS) 0.5 mM y 100  $\mu\text{L}$  de una solución amortiguadora de acetato de sodio pH 4.5; utilizando como blanco agua desionizada en lugar de ABTS. Posteriormente se lee la absorbancia a 436 nm ( $\epsilon_{270}$  29300  $1 \text{ mol}^{-1}\text{cm}^{-1}$ ). Una unidad de lacasa es definida como un micromol de ABTS oxidado por minuto (Tinoco *et al.*, 2001).

## Anexo 9. Formulación y características de los componentes del agua de tintura

Tabla 35: Formulación del agua de tintura.

Compuesto	Concentración g/L
Negro Terasil SRL	4.23
Sulfato de amonio	1
Ácido acético pH 4.5-5	

Tabla 36: Características fisicoquímicas de los componentes del agua de tintura.

	Negro Terasil	Sulfato de amonio	Ácido Acético
No. CAS	4297-28-3	7783-20-2	64-19-7
Nombre	3,3-((4-((2-Chloro-4-nitrophenyl)azo)-3-methylphenyl)imino)bispropionitrile	Sulfato de amonio	Ácido acético Glacial
Formula	C <sub>19</sub> H <sub>17</sub> ClN <sub>6</sub> O <sub>2</sub>	(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	C <sub>2</sub> H <sub>4</sub> O <sub>2</sub>
Peso molecular	396.83	132.16	60.05
Densidad (g/cm <sup>3</sup> )	1.28	1.7	1.069
Punto de ebullición (°C a 760 mmHg)	670.9	330	117.06
Punto de inflamación (°C )	359.5		40
Estructura			



## ANEXO 10: Tablas de resultados

A continuación se presentan los datos experimentales agrupados de acuerdo al parámetro medido.

En primer lugar se tienen los parámetros de campo (pH, Temperatura, Conductividad eléctrica). En seguida se encuentran los datos obtenidos en la medición de Color Aparente, Color Verdadero, Concentración de Color, DQO, Nitrógeno Total, Nitrógeno Amoniacal y Fósforo Total. Los datos se sometieron a un análisis de varianza (ver anexo 11).

FECHA	DÍA	pH				
		INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
08-oct-12	1	6.84	7.01	6.27	6.55	6.88
09-oct-12	2	6.84	6.73	6.27	6.32	6.61
10-oct-12	3	6.84	5.42	6.05	5.08	6.47
11-oct-12	4	6.84	6.26	6.30	5.90	6.65
12-oct-12	5	6.84	6.20	5.90	5.80	6.50
13-oct-12	6	6.84	6.20	5.90	5.80	6.50
15-oct-12	8	5.23	6.83	6.02	6.22	6.90
16-oct-12	9	5.23	6.83	6.16	6.21	6.70
17-oct-12	10	5.23	6.83	6.16	6.15	6.77
18-oct-12	11	5.23	6.83	6.89	6.50	6.57
19-oct-12	12	5.23	6.81	7.03	6.49	6.52
20-oct-12	13	5.23	6.85	6.98	6.26	6.52
22-oct-12	15	5.23	6.92	6.40	6.52	6.52
23-oct-12	16	5.23	6.45	6.44	6.69	6.68
24-oct-12	17	5.23	6.64	6.64	6.20	6.32
25-oct-12	18	5.23	6.50	6.30	6.60	6.30
26-oct-12	19	5.23	6.40	6.20	6.50	6.40
29-oct-12	22	5.23	7.20	6.10	7.40	7.70
30-oct-12	23	5.23	6.42	6.24	6.23	6.08
31-oct-12	24	5.23	6.23	6.09	5.88	5.94
01-nov-12	25	5.23	6.61	6.64	6.49	6.51
07-nov-12	31	7.16	7.024	6.6	6.53	6.52
09-nov-12	33	7.16	6.19	6.8	6.09	5.5
12-nov-12	36	7.16	5.9	6.9	6.27	5.96
14-nov-12	38	7.16	5.77	5.92	5.5	5.8
16-nov-12	40	7.16	6.35	6.02	5.98	6.33
19-nov-12	43	7.16	7.16	6.59	6.91	6.6
21-nov-12	45	7.16	5.96	5.84	6.24	6.37
23-nov-12	47	7.16	6.8	7.2	6.3	6.5
26-nov-12	50	7.16	8.25	7.6	8.1	7.5
30-nov-12	54	7.16	5.54	5.73	5.16	5.22
04-dic-12	58	6.5	6.96	6.9	6.4	6.4
10-dic-12	64	4	6.25	5.35	5.52	5.55
12-dic-12	66	4	7.54	7.415	7.17	7.18
14-dic-12	68	4	6.51	6.33	6.29	6.3
17-dic-12	71	4	6.72	6.6	6.32	6.72
19-dic-12	73	4	6.07	6.36	5.67	6.12
21-dic-12	75	4	6.25	6.13	5.53	5.97
24-dic-12	78	4	5.61	6.11	5.88	6.15
26-dic-12	80	4	6.73	6.52	6.26	6.48
31-dic-12	85	4	5.19	5.93	5.73	6.05
02-ene-13	87	4	6.26	6.37	6.19	6.41
05-ene-13	90	4	6.26	6.37	6.19	6.41
07-ene-13	92	4	6.97	6.59	5.35	5.66
10-ene-13	95	4	5.94	6.14	6.16	6.01
14-ene-13	99	4	5.94	6.14	5.53	5.75
16-ene-13	101	4	7.36	6.73	6.16	6.01

FECHA	DÍA	pH				
		INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
18-ene-13	103	4	7.29	7.01	6.68	6.24
21-ene-13	106	4	7.29	7.01	6.07	6.24
23-ene-13	108	4	7.18	6.97	6.68	6.9
25-ene-13	110	4	7.18	6.97	6.68	6.9
28-ene-13	113	4	6.73	6.85	6.16	6.7
30-ene-13	115	4	7.77	7.01	6.13	6.66
31-ene-13	116	4	7.77	7.01	6.13	6.66
01-feb-13	117	4	7.77	7.01	6.13	6.66
02-feb-13	118	4	7.77	7.01	6.13	6.66
03-feb-13	119	4	7.77	7.01	6.13	6.66
04-feb-13	120	4	7.77	7.01	6.13	6.66
05-feb-13	121	4	7.77	7.01	6.13	6.66
06-feb-13	122	4	7.77	7.01	6.13	6.66
08-feb-13	124	4	6.32	6.31	6.01	6.08
11-feb-13	127	4	6.43	6.11	5.48	5.96
13-feb-13	129	4	6.72	6.56	5.76	6.22
14-feb-13	130	4	6.43	6.11	5.48	5.96
15-feb-13	131	4	6.43	6.11	5.48	5.96
18-feb-13	134	4	6.3	6.3	5.89	6.08
19-feb-13	135	4	6.3	6.3	5.89	6.08
20-feb-13	136	4	6.3	6.3	5.89	6.08
22-feb-13	138	4	7.3	6.63	5.55	6
25-feb-13	141	4	6.64	6.21	5.57	6.1
27-feb-13	143	4	6.19	7.14	6.04	5.74
28-feb-13	144	4	6.19	7.14	6.04	5.74
01-mar-13	145	4	6.19	7.14	6.04	5.74
02-mar-13	146	4	6.19	7.14	6.04	5.74
03-mar-13	147	4	6.19	7.14	6.04	5.74
04-mar-13	148	4	6.19	7.14	6.04	5.74
05-mar-13	149	4	6.19	7.14	6.04	5.74
06-mar-13	150	4	6.19	7.14	6.04	5.74
07-mar-13	151	4	6.19	7.14	6.04	5.74
08-mar-13	152	4	6.19	7.14	6.04	5.74
09-mar-13	153	4	6.19	7.14	6.04	5.74
10-mar-13	154	4	6.19	7.14	6.04	5.74
11-mar-13	155	4	6.3	6.6	5.9	6
12-mar-13	156	4	6.3	6.6	5.9	6
13-mar-13	157	4	6.4	6.8	5.9	6
14-mar-13	158	4	6.4	6.8	6.04	5.96
15-mar-13	159	4	6.4	6.8	6.04	5.96

TEMPERATURA °C						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
08-oct-12	1	22.1	22.5	22.7	22.4	22.5
09-oct-12	2	22.1	22.6	22.8	22.5	22.6
10-oct-12	3	22.1	22.5	22.7	22.4	22.6
11-oct-12	4	22.1	22.5	22.7	22.4	22.6
12-oct-12	5	22.1	22.4	22.6	22.3	22.5
13-oct-12	6	22.1	22.5	22.7	22.4	22.6
15-oct-12	8	22.1	21.1	22.6	22.6	22.9
16-oct-12	9	22.1	21.1	20.8	20.6	20.9
17-oct-12	10	22.1	21.1	20.7	20.5	20.7
18-oct-12	11	22.1	21.1	21.4	21.1	21.2
19-oct-12	12	24.4	23.4	23.4	23.4	23.4
20-oct-12	13	23.2	22.2	22.1	22	22.1
22-oct-12	15	26.6	26.6	26.8	27	26.9
23-oct-12	16	22.7	22.7	22.4	22.7	22.5
24-oct-12	17	21.9	20.9	21	20.7	20.7
25-oct-12	18	20	19.5	19.1	19.1	19.1
26-oct-12	19	25.2	25.2	25.1	25.2	24.8
29-oct-12	22	21.2	21.2	21.1	21	21
30-oct-12	23	21	20	19.8	19.6	19.6
31-oct-12	24	19.2	18.2	18.2	18.2	18.6
07-nov-12	31	21	20.8	21	20.6	22.8
09-nov-12	33	20.2	20.2	18.9	18.8	19
12-nov-12	36	19	18.7	18.7	18.7	18.7
14-nov-12	38	21.6	21.6	22.3	22.2	22.1
16-nov-12	40	18.1	18.1	19.1	18.7	18.2
19-nov-12	43	18	17.9	17.9	17.8	17.5
20-nov-12	44	18	17.9	17.9	17.8	17.5
21-nov-12	45	17	17.9	17.9	17.8	17.5
23-nov-12	47	17	17.1	17.1	17.1	17.1
26-nov-12	50	18	17.1	17.1	17.1	17.1
30-nov-12	54	20.8	22	22	22	22
04-dic-12	58	19.7	19.9	19.6	19.8	19.9
10-dic-12	64	16.9	16.3	16.2	16.3	16.3
12-dic-12	66	19.8	22	21.8	21.8	21.8
14-dic-12	68	19.6	19.7	20.2	20.3	20.3
17-dic-12	71	22.1	21.9	22.7	22.8	22.7
19-dic-12	73	23	23	23	23	23
21-dic-12	75	20.2	20.6	20.6	20.4	20.6
24-dic-12	78	18.5	18.5	18.1	18.1	18.1
26-dic-12	80	20	20	20.3	20.3	20.3
31-dic-12	85	18.9	18.6	18.6	18.6	18.9
02-ene-13	87	21	21.1	21	21	21
05-ene-13	90	21	21.1	21	21	21
07-ene-13	92	18.3	19.2	18.6	18.3	18.2
10-ene-13	95	18.8	19.3	18.8	18.9	18.5
14-ene-13	99	19.5	19.3	18.9	18.9	19
16-ene-13	101	18.8	18.9	18.8	18.7	18.5

TEMPERATURA °C						
FECHA	DÍA	Influente	R1	R2	R3	R4
18-ene-13	103	18.8	19.4	19	18.9	18.9
21-ene-13	106	18.1	18.8	18.3	18.3	18.1
23-ene-13	108	18.8	19.4	19	18.9	18.9
25-ene-13	110	18.8	19.4	19	18.9	18.9
28-ene-13	113	20.2	19.2	19.3	19.1	19.1
30-ene-13	115	19	19.5	19.3	19.1	19
31-ene-13	116	19	19.5	19.3	19.1	19
01-feb-13	117	19	19.5	19.3	19.1	19
02-feb-13	118	19	19.5	19.3	19.1	19
03-feb-13	119	19	19.5	19.3	19.1	19
06-feb-13	122	21.3	21.3	21.3	21.4	21.2
07-feb-13	123	21.3	21.3	21.3	21.4	21.2
08-feb-13	124	21.3	21.3	21.3	21.4	21.2
11-feb-13	127	19.1	19.5	19	19	19.1
13-feb-13	129	20.2	20.1	20.1	20	20
14-feb-13	130	19.1	19.1	19.5	19	19
15-feb-13	131	19.1	19.1	19.5	19	19
18-feb-13	134	22.4	22.8	22.9	23	22.4
20-feb-13	136	18.5	18.6	18.9	18.4	18.2
21-feb-13	137	18.5	18.6	18.9	18.4	18.2
22-feb-13	138	18.5	18.6	18.9	18.4	18.2
25-feb-13	141	19.5	20.4	19.9	19.7	19.5
26-feb-13	142	19.5	20.4	19.9	19.7	19.5
27-feb-13	143	19.5	20.4	19.9	19.7	19.5
28-feb-13	144	19.5	20.4	19.9	19.7	19.5
01-mar-13	145	20	19	20	20	20
04-mar-13	148	21	20	22	19	21
06-mar-13	150	20	18	19	19	19
08-mar-13	152	19	19	18	18	19
12-mar-13	156	18.5	18.6	19	20	18
14-mar-13	158	19	19	19	19	19
15-mar-13	159	19	19	19	18.5	19.5

CONDUCTIVIDAD (Ms/cm)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
08-oct-12	1	0.65	0.381	0.33	0.35	0.473
09-oct-12	2	0.65	0.381	0.33	0.35	0.473
10-oct-12	3	0.65	0.381	0.33	0.35	0.473
11-oct-12	4	0.65	0.39	0.45	0.37	0.48
12-oct-12	5	0.65	0.39	0.45	0.37	0.48
13-oct-12	6	0.65	0.39	0.45	0.37	0.48
15-oct-12	8	0.65	0.86	0.17	0.87	0.06
16-oct-12	9	0.65	0.5	0.64	0.52	0.69
17-oct-12	10	0.65	0.4	0.63	0.41	0.25
18-oct-12	11	0.65	0.54	0.52	0.52	0.66
19-oct-12	12	0.65	0.61	0.48	0.60	0.68
20-oct-12	13	0.65	0.55	0.68	0.59	0.67
22-oct-12	15	0.65	0.56	0.75	0.73	0.67
23-oct-12	16	0.65	0.63	0.69	0.69	0.63
24-oct-12	17	0.65	0.61	0.76	0.71	0.69
25-oct-12	18	0.65	0.57	0.74	0.78	0.7
26-oct-12	19	0.65	0.62	0.74	0.73	0.74
29-oct-12	22	0.65	0.64	0.75	0.73	0.73
30-oct-12	23	0.65	0.83	0.87	0.82	0.77
31-oct-12	24	0.65	0.68	0.86	0.80	0.87
01-nov-12	25	0.65	0.69	0.78	0.84	0.67
07-nov-12	31	0.65	0.73	0.77	0.67	0.89
09-nov-12	33	0.65	0.76	0.6	0.71	0.97
12-nov-12	36	0.65	0.7	0.76	0.58	0.68
14-nov-12	38	0.65	0.93	0.31	0.72	0.34
16-nov-12	40	0.65	0.78	0.57	0.58	0.27
19-nov-12	43	0.65	0.62	0.3	0.64	0.24
21-nov-12	45	0.65	0.62	0.3	0.64	0.24
26-nov-12	50	0.65	0.49	0.26	0.38	0.22
30-nov-12	54	0.38	0.47	0.27	0.47	0.21
04-dic-12	58	0.37	0.43	0.31	0.42	0.29
10-dic-12	64	0.46	0.55	0.42	0.68	0.32
12-dic-12	66	0.29	0.42	0.27	0.45	0.23
14-dic-12	68	0.29	0.4	0.24	0.46	0.2
17-dic-12	71	0.28	0.4	0.28	0.54	0.22
19-dic-12	73	0.28	0.43	0.28	0.47	0.23
21-dic-12	75	0.34	0.45	0.29	0.43	0.25
24-dic-12	78	0.32	0.5	0.29	0.48	0.26
26-dic-12	80	0.33	0.44	0.26	0.46	0.26
31-dic-12	85	0.32	0.43	0.29	0.45	0.26
02-ene-13	87	0.28	0.49	0.3	0.48	0.27
03-ene-13	88	0.28	0.49	0.3	0.48	0.27
04-ene-13	89	0.28	0.49	0.3	0.48	0.27
05-ene-13	90	0.28	0.49	0.3	0.48	0.27
07-ene-13	92	0.28	0.44	0.36	0.45	0.31
10-ene-11	95	0.31	0.4	0.43	0.6	0.39
14-ene-11	99	0.31	0.4	0.43	0.6	0.39
16-ene-11	101	0.3	0.39	0.34	0.46	0.34

CONDUCTIVIDAD (Ms/cm)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
18-ene-11	103	0.3	0.39	0.34	0.46	0.34
21-ene-11	106	0.28	0.53	0.35	0.4	0.33
23-ene-11	108	0.28	0.47	0.36	0.4	0.34
25-ene-11	110	0.28	0.47	0.36	0.4	0.34
28-ene-11	113	0.3	0.42	0.35	0.39	0.33
30-ene-11	115	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
31-ene-11	116	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
01-feb-11	117	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
02-feb-11	118	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
03-feb-11	119	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
04-feb-11	120	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
05-feb-11	121	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
06-feb-11	122	0.32	0.42	0.36	0.5	0.36
08-feb-11	124	0.34	0.47	0.33	0.51	0.32
11-feb-11	127	0.3	0.55	0.43	0.42	0.39
13-feb-11	129	0.32	0.52	0.43	0.42	0.4
14-feb-11	130	0.3	0.55	0.33	0.51	0.32
15-feb-11	131	0.3	0.55	0.33	0.51	0.32
18-feb-11	134	0.27	0.54	0.38	0.41	0.36
20-feb-11	136	0.27	0.47	0.34	0.45	0.37
21-feb-11	137	0.27	0.47	0.34	0.45	0.37
22-feb-11	138	0.27	0.47	0.34	0.45	0.37
25-feb-11	141	0.32	0.52	0.33	0.42	0.33
27-feb-11	143	0.32	0.49	0.33	0.45	0.33
28-feb-11	144	0.32	0.49	0.33	0.45	0.33
01-mar-11	145	0.3	0.45	0.33	0.47	0.35
04-mar-11	148	0.3	0.45	0.34	0.44	0.33
06-mar-11	150	0.3	0.47	0.33	0.45	0.33
08-mar-11	152	0.3	0.49	0.33	0.42	0.37
11-mar-11	155	0.3	0.47	0.34	0.4	0.32
13-mar-11	157	0.3	0.47	0.33	0.45	0.33
14-mar-11		0.3	0.47	0.33	0.45	0.33
15-mar-11	159	0.3	0.47	0.33	0.45	0.33

COLOR APARENTE (Upt/Co)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
15-oct-12	8	2130	1450	1947	1693	1563
16-oct-12	9	2130	1490	1737	1760	1643
17-oct-12	10	2130	1490	1820	1607	1447
18-oct-12	11	2130	1490	2437	1887	1970
19-oct-12	12	2130	1787	2710	1873	1760
20-oct-12	13	2130	1427	2357	1933	2327
22-oct-12	15	2130	1343	1670	1853	1923
23-oct-12	16	2130	1543	2167	1903	2023
24-oct-12	17	2130	1670	2150	1857	2060
25-oct-12	18	2130	1780	2040	1970	1940
26-oct-12	19	2340	1720	1970	1890	1770
29-oct-12	22	2340	1670	1883	1760	1760
30-oct-12	23	2340	1587	2040	1993	1950
31-oct-12	24	2340	1820	2080	1950	1920
01-nov-12	25	2340	1810	2010	1920	1900
07-nov-12	31	746	536	695	546	1049
09-nov-12	33	746	152	402	525	535
12-nov-12	36	746	166	858	557	340
14-nov-12	38	746	172	341	714	506
16-nov-12	40	746	662	660	610	262
19-nov-12	43	746	634	660	499	208
21-nov-12	45	746	681	291	585	95
23-nov-12	47	746	435	668	280	259
26-nov-12	50	746	488	377	411	133
30-nov-12	54	804	628	732	738	496
04-dic-12	58	866	688	714	920	606
10-dic-12	64	980	716	750	638	642
12-dic-12	66	832	720	796	752	640
14-dic-12	68	612	524	602	742	558
17-dic-12	71	1214	338	740	788	540
19-dic-12	73	704	520	634	720	520
21-dic-12	75	628	426	614	494	434
24-dic-12	78	590	490	590	494	434
26-dic-12	80	590	490	590	816	580
31-dic-12	85	590	490	590	534	580
02-ene-13	87	626	484	624	534	614
05-ene-13	90	626	484	620	534	614
07-ene-13	92	588	446	572	502	540
10-ene-13	95	794	442	538	644	692
14-ene-13	99	854	542	584	708	692
16-ene-13	101	794	442	538	644	692
18-ene-13	103	598	456	430	400	508
21-ene-13	106	718	514	438	424	500
23-ene-13	108	598	456	430	400	508

COLOR APARENTE (Upt/Co)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
25-ene-13	110	598	456	430	400	508
28-ene-13	113	920	414	434	488	500
30-ene-13	115	748	374	409	491	618
31-ene-13	116	748	374	409	491	618
01-feb-13	117	748	374	409	491	618
02-feb-13	118	748	374	409	491	618
03-feb-13	119	748	374	409	491	618
04-feb-13	120	748	374	409	491	618
05-feb-13	121	748	374	409	491	618
06-feb-13	122	748	374	409	491	618
08-feb-13	124	1008	724	692	616	706
11-feb-13	127	972	486	602	606	780
13-feb-13	129	824	608	482	610	824
14-feb-13	130	972	486	602	606	780
15-feb-13	131	972	486	602	606	780
18-feb-13	134	1000	401	540	496	658
20-feb-13	136	1000	401	540	496	658
22-feb-13	138	1113	427	646	578	698
25-feb-13	141	682	344	610	305	382
27-feb-13	143	740	400	704	406	472
28-feb-13	144	830	400	454	506	720
01-mar-13	145	830	400	454	506	720
02-mar-13	146	830	400	454	506	720
03-mar-13	147	830	400	454	506	720
04-mar-13	148	830	400	454	506	720
05-mar-13	149	830	400	454	506	720
06-mar-13	150	830	400	454	506	720
07-mar-13	151	830	772	454	506	720
08-mar-13	152	830	400	454	506	720
09-mar-13	153	830	400	454	506	720
10-mar-13	154	830	400	454	506	720
11-mar-13	155	830	1084	454	566	572
12-mar-13	156	830	400	454	566	572
13-mar-13	157	830	400	454	566	572
14-mar-13	158	914	400	361	454	500
15-mar-13	159	914	400	361	454	500



COLOR VERDADERO (Upt/Co)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
15-oct-12	8	1780.0	1540.0	1736.7	1670.0	1353.3
16-oct-12	9	1780.0	1250.0	1530.0	1646.7	1370.0
17-oct-12	10	1780.0	1610.0	1640.0	1533.3	1343.3
18-oct-12	11	1780.0	1520.0	1483.3	1623.3	1480.0
19-oct-12	12	1780.0	1583.3	1863.3	1643.3	1676.7
20-oct-12	13	1780.0	1276.7	1596.7	1356.7	1553.3
22-oct-12	15	1780.0	1170.0	1486.7	1643.3	1763.3
23-oct-12	16	1780.0	1330.0	1810.0	1680.0	1826.7
24-oct-12	17	1780.0	1400.0	1803.3	1716.7	1746.7
25-oct-12	18	1780.0	1600.0	1830.0	1740.0	1610.0
26-oct-12	19	1870.0	1520.0	1450.0	1480.0	1670.0
29-oct-12	22	1870.0	1550.0	1606.7	1396.7	1676.7
30-oct-12	23	1870.0	1403.3	1940.0	1840.0	1820.0
31-oct-12	24	1870.0	1570.0	1770.0	1790.0	1750.0
01-nov-12	25	1870.0	1560.0	1700.0	1680.0	1560.0
07-nov-12	31	478.9	314.8	134.5	371.0	499.4
09-nov-12	33	478.9	70.9	150.5	368.0	207.2
12-nov-12	36	478.9	71.3	173.3	357.8	115.7
14-nov-12	38	478.9	83.8	136.8	465.4	91.4
16-nov-12	40	478.9	391.8	389.6	389.4	108.8
19-nov-12	43	478.9	392.7	381.5	314.1	88.1
21-nov-12	45	478.9	449.1	137.9	397.7	64.9
23-nov-12	47	478.9	315.4	438.3	186.4	192.1
26-nov-12	50	478.9	357.1	239.4	300.3	227.3
30-nov-12	54	722.0	524.0	408.0	542.0	708.0
04-dic-12	58	700.0	604.0	568.0	468.0	540.0
10-dic-12	64	796.0	652.0	432.0	576.0	590.0
12-dic-12	66	710.0	656.0	544.0	536.0	574.0
14-dic-12	68	560.0	496.0	568.0	704.0	532.0
17-dic-12	71	1200.0	320.0	630.0	758.0	510.0
19-dic-12	73	532.0	446.0	580.0	482.0	434.0
21-dic-12	75	400.0	382.0	460.0	382.0	376.0
24-dic-12	78	480.0	440.0	480.0	382.0	376.0
26-dic-12	80	480.0	440.0	480.0	512.0	400.0
31-dic-12	85	480.0	440.0	480.0	426.0	400.0
02-ene-13	87	432.0	430.0	434.0	426.0	436.0
05-ene-13	90	432.0	430.0	434.0	426.0	436.0
07-ene-13	92	430.0	400.0	434.0	400.0	432.0
10-ene-13	95	490.0	394.0	405.0	415.0	413.0
14-ene-13	99	476.0	434.0	408.0	430.0	412.0
16-ene-13	101	490.0	394.0	404.0	410.0	412.0
18-ene-13	103	555.0	434.0	410.0	380.0	432.0
21-ene-13	106	508.0	488.0	430.0	388.0	474.0
23-ene-13	108	550.0	434.0	410.0	380.0	432.0

<b>COLOR VERDADERO (Upt/Co)</b>						
<b>FECHA</b>	<b>DÍA</b>	<b>INFLUENTE</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>R4</b>
25-ene-13	110	550.0	434.0	410.0	380.0	432.0
28-ene-13	113	733.0	394.0	414.0	427.0	425.0
30-ene-13	115	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
31-ene-13	116	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
01-feb-13	117	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
02-feb-13	118	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
03-feb-13	119	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
04-feb-13	120	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
05-feb-13	121	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
06-feb-13	122	480.0	304.0	321.0	358.0	386.0
08-feb-13	124	682.0	644.0	564.0	530.0	596.0
11-feb-13	127	738.0	354.0	368.0	494.0	442.0
13-feb-13	129	742.0	588.0	444.0	530.0	676.0
14-feb-13	130	738.0	354.0	368.0	494.0	442.0
15-feb-13	131	738.0	354.0	368.0	494.0	442.0
18-feb-13	134	556.0	290.0	480.0	375.0	522.0
20-feb-13	136	556.0	290.0	480.0	375.0	522.0
22-feb-13	138	559.0	320.0	503.0	457.0	580.0
25-feb-13	141	360.0	64.0	301.0	182.0	359.0
27-feb-13	143	520.0	333.0	596.0	388.0	465.0
28-feb-13	144	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
01-mar-13	145	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
02-mar-13	146	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
03-mar-13	147	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
04-mar-13	148	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
05-mar-13	149	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
06-mar-13	150	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
07-mar-13	151	580.0	400.0	386.0	426.0	450.0
08-mar-13	152	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
09-mar-13	153	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
10-mar-13	154	580.0	333.0	386.0	426.0	450.0
11-mar-13	155	580.0	524.0	386.0	506.0	514.0
12-mar-13	156	580.0	333.0	386.0	506.0	514.0
13-mar-13	157	580.0	333.0	386.0	506.0	514.0
14-mar-13	158	612.0	333.0	324.0	288.0	438.0
15-mar-13	159	612.0	333.0	324.0	288.0	438.0

COLOR (mg/L)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
15-oct-12	8	56.6	45.3	51.2	49.2	39.8
16-oct-12	9	56.6	36.7	45.0	48.5	40.3
17-oct-12	10	56.6	47.4	48.3	45.1	39.5
18-oct-12	11	56.6	44.7	43.6	47.8	43.5
19-oct-12	12	56.6	46.6	55.0	48.4	49.4
20-oct-12	13	56.6	37.5	47.0	39.9	45.7
22-oct-12	15	56.6	34.3	43.7	48.4	52.0
23-oct-12	16	56.6	39.1	53.4	49.5	53.9
24-oct-12	17	56.6	41.2	53.2	50.6	51.5
25-oct-12	18	56.6	47.1	54.0	51.3	47.4
26-oct-12	19	56.6	44.7	42.6	43.5	49.2
29-oct-12	22	56.6	45.6	47.3	41.1	49.4
30-oct-12	23	56.6	41.2	57.3	54.3	53.7
31-oct-12	24	56.6	46.2	52.2	52.8	51.6
01-nov-12	25	56.6	45.9	50.1	49.5	45.9
07-nov-12	31	13.5	8.6	3.2	10.3	14.2
09-nov-12	33	13.5	1.3	3.7	10.2	5.4
12-nov-12	36	13.5	1.3	4.4	9.9	2.7
14-nov-12	38	13.5	1.7	3.3	13.1	1.9
16-nov-12	40	13.5	10.9	10.9	10.9	2.5
19-nov-12	43	13.5	11.0	10.6	8.6	1.8
21-nov-12	45	13.5	12.7	3.3	11.1	1.1
23-nov-12	47	13.5	8.7	12.3	4.8	5.0
26-nov-12	50	13.5	11.1	11.5	13.2	11.7
30-nov-12	54	24.4	16.9	17.9	22.5	11.9
04-dic-12	58	53.7	13.7	16.2	27.0	12.8
10-dic-12	64	26.2	13.7	31.0	27.0	13.7
12-dic-12	66	17.7	9.8	13.7	19.0	8.6
14-dic-12	68	17.1	7.8	11.4	18.2	9.7
17-dic-12	71	68.6	6.6	17.3	25.3	11.7
19-dic-12	73	19.0	8.3	12.5	16.9	9.2
21-dic-12	75	22.8	9.1	14.3	13.9	9.5
24-dic-12	78	16.5	7.2	11.2	19.3	8.1
26-dic-12	80	16.0	7.5	10.5	18.2	9.8
31-dic-12	85	14.6	7.2	11.2	19.3	8.1
01-ene-13	86	15.2	7.1	12.9	11.4	9.4
05-ene-13	90	15.2	7.1	12.9	11.4	9.4
07-ene-13	92	37.8	8.6	10.9	18.8	9.5
10-ene-13	95	23.0	10.6	11.7	18.2	14.9

COLOR (mg/L)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
14-ene-13	99	23.0	10.6	11.7	18.2	14.9
16-ene-13	101	20.6	8.5	10.8	13.7	20.3
18-ene-13	103	20.6	8.5	10.8	13.7	20.3
21-ene-13	106	16.2	10.9	10.5	9.8	11.9
23-ene-13	108	17.9	9.1	7.7	10.0	9.2
25-ene-13	110	17.9	9.1	7.7	10.0	9.2
28-ene-13	113	16.9	7.4	6.9	9.4	10.6
30-ene-13	115	19.4	7.5	8.8	11.1	14.0
01-feb-13	117	19.4	7.5	8.8	11.1	14.0
04-feb-13	120	21.7	13.4	12.0	11.7	12.6
06-feb-13	122	21.7	13.4	12.0	11.7	12.6
08-feb-13	124	21.7	13.4	12.0	11.7	12.6
11-feb-13	127	19.4	8.0	9.5	12.5	14.8
13-feb-13	129	19.0	11.4	9.5	10.5	15.1
14-feb-13	130	19.4	8.0	12.0	12.5	14.8
15-feb-13	131	19.4	8.0	9.5	12.5	14.8
18-feb-13	134	19.4	6.9	11.4	10.0	11.1
20-feb-13	136	27.6	4.6	10.0	9.8	11.5
22-feb-13	138	27.6	4.6	10.0	9.8	11.5
25-feb-13	141	17.7	5.1	11.5	8.5	11.4
27-feb-13	143	16.6	4.8	11.9	7.8	9.4
28-feb-13	144	19.4	9.4	13.1	9.4	13.1
01-mar-13	145	19.4	9.4	13.1	9.4	13.1
04-mar-13	148	20.3	14.6	7.5	10.5	9.5
06-mar-13	150	20.3	14.6	7.5	10.5	9.5
08-mar-13	152	20.3	14.6	7.5	10.5	9.5
11-mar-13	155	22.2	20.6	10.6	8.8	10.8
13-mar-13	157	22.2	20.6	10.6	8.8	10.8
15-mar-13	159	22.3	20.2	10.0	8.8	10.8

DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO (mg/L)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
08-oct-12	1	198.0	49.0	502.0	144.0	77.0
09-oct-12	2	198.0	59.0	136.0	92.0	36.0
10-oct-12	3	198.0	77.0	223.0	125.0	49.0
11-oct-12	4	198.0	69.0	82.0	93.0	174.0
12-oct-12	5	198.0	43.0	150.0	73.0	28.0
13-oct-12	6	198.0	27.0	112.0	55.0	20.0
15-oct-12	8	841.0	408.0	583.0	530.0	406.0
16-oct-12	9	841.0	400.0	544.0	487.0	439.0
17-oct-12	10	841.0	407.0	496.0	544.0	476.0
18-oct-12	11	841.0	409.0	622.0	571.0	439.0
19-oct-12	12	841.0	365.0	642.0	515.0	544.0
22-oct-12	15	841.0	353.0	561.0	561.0	507.0
23-oct-12	16	841.0	354.0	553.0	548.0	520.0
24-oct-12	17	841.0	378.0	558.0	584.0	495.0
25-oct-12	18	841.0	385.0	598.0	688.0	524.0
26-oct-12	19	841.0	377.0	575.0	586.0	515.0
29-oct-12	22	794.0	366.0	574.0	603.0	514.0
30-oct-12	23	794.0	366.0	603.0	486.0	408.0
31-oct-12	24	785.0	374.0	633.0	558.0	509.0
01-nov-12	25	785.0	388.0	514.0	579.0	425.0
07-nov-12	31	785.0	387.0	567.0	585.0	452.0
09-nov-12	33	217.7	156.4	660.9	144.1	986.5
12-nov-12	36	217.7	165.2	412.5	132.1	932.5
14-nov-12	38	217.7	123.4	466.6	117.2	472.6
15-nov-12	39	217.7	143.4	253.9	152.9	168.4
16-nov-12	40	217.7	173.3	494.7	184.0	214.9
19-nov-12	43	217.7	167.9	294.6	149.6	212.1
21-nov-12	45	217.7	170.0	245.9	140.6	204.2
23-nov-12	48	464.0	198.0	222.0	133.0	315.0
26-nov-12	51	464.0	149.0	192.0	142.0	177.0
30-nov-12	55	464.0	183.0	250.0	179.0	210.0
04-dic-12	59	669.0	183.0	246.0	210.0	198.0
06-dic-12	61	669.0	183.0	246.0	210.0	198.0
11-dic-12	66	669.0	187.0	400.0	329.0	213.0
12-dic-12	67	321.0	194.0	227.0	174.0	216.0
14-dic-12	69	321.0	135.0	212.0	145.0	159.0
17-dic-12	72	321.0	97.0	238.0	183.0	197.0
19-dic-12	74	288.0	110.0	200.0	239.0	164.0
21-dic-12	76	288.0	52.0	159.0	124.0	98.0
24-dic-12	79	288.0	63.0	125.0	166.0	109.0
27-dic-12	82	288.0	71.0	127.0	96.0	88.0
31-dic-12	86	288.0	79.0	120.0	83.0	96.0
02-ene-13	88	288.0	90.0	140.0	87.0	111.0
07-ene-13	93	204.0	89.0	169.0	116.0	97.0
11-ene-13	97	337.0	106.0	228.0	158.0	161.0

<b>DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO (mg/L)</b>						
<b>FECHA</b>	<b>DÍA</b>	<b>INFLUENTE</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>R4</b>
14-ene-13	100	360.0	104.0	171.0	150.0	151.0
16-ene-13	102	315.0	94.0	166.0	96.0	163.0
21-ene-13	107	229.0	101.0	147.0	84.0	96.0
23-ene-13	109	229.0	76.0	150.0	112.0	91.0
24-ene-13	110	229.0	94.0	100.0	98.0	128.0
28-ene-13	114	362.0	76.0	113.0	135.0	150.0
30-ene-13	116	360.0	77.0	133.0	144.0	144.0
01-feb-13	118	360.0	140.0	142.0	148.0	135.0
04-feb-13	121	360.0	140.0	124.0	148.0	135.0
06-feb-13	123	360.0	180.0	124.0	148.0	145.0
08-feb-13	125	360.0	180.0	124.0	148.0	145.0
11-feb-13	128	302.0	87.0	137.0	126.0	161.0
13-feb-13	130	302.0	116.0	128.0	130.0	169.0
14-feb-13	131	302.0	87.0	137.0	126.0	169.0
15-feb-13	132	302.0	87.0	137.0	126.0	146.0
18-feb-13	135	302.0	87.0	137.0	126.0	146.0
20-feb-13	137	302.0	87.0	137.0	126.0	146.0
22-feb-13	139	302.0	87.0	137.0	126.0	146.0
25-feb-13	142	323.0	74.0	145.0	107.0	137.0
27-feb-13	144	323.0	95.0	164.0	90.0	155.0
28-feb-13	145	323.0	116.0	184.0	98.0	164.0
01-mar-13	146	323.0	116.0	184.0	98.0	164.0
05-mar-13	150	337.0	238.0	218.0	103.0	179.0
07-mar-13	152	337.0	238.0	218.0	103.0	179.0
12-mar-13	157	352.0	300.0	231.0	85.0	147.0
14-mar-13	159	352.0	300.0	231.0	85.0	147.0
15-mar-13	160	352.0	300.0	231.0	85.0	147.0

<b>NITRÓGENO TOTAL (mg/L)</b>						
<b>FECHA</b>	<b>DÍA</b>	<b>INFLUENTE</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>R4</b>
15-oct-12	8	37.0	28.0	1.0	1.0	10.0
16-oct-12	9	37.0	28.0	8.0	7.0	9.0
17-oct-12	10	37.0	28.0	17.0	12.0	8.0
24-oct-12	17	37.0	22.4	28.5	32.1	29.9
25-oct-12	18	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
26-oct-12	19	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
27-oct-12	20	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
28-oct-12	21	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
29-oct-12	22	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
30-oct-12	23	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
31-oct-12	24	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
01-nov-12	25	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
02-nov-12	26	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
03-nov-12	27	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
04-nov-12	28	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
05-nov-12	29	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
06-nov-12	30	37.0	24.2	25.7	31.5	32.3
07-nov-12	31	35.0	20.0	28.0	25.0	31.0
14/11/2012	38	37.0	23.5	10.5	15.5	2.5
21-nov-12	45	107.0	55.0	43.0	101.0	21.0
26-nov-12	50	35.0	50.0	40.0	20.0	15.0
04-dic-12	58	35.0	30.0	15.0	50.0	10.0
11-dic-12	65	35.0	30.0	15.0	20.0	10.0
18-dic-12	72	35.0	30.0	15.0	20.0	10.0
26-dic-12	80	35.0	30.0	15.0	20.0	10.0
05-ene-13	90	35.0	15.0	25.0	20.0	27.5
11-ene-13	96	35.0	15.0	25.0	20.0	27.5
18-en-13	103	35.0	15.0	25.0	20.0	28.0
25-en-13	110	14.0	12.0	42.0	12.0	50.0
01-feb-13	117	14.0	14.0	66.0	8.0	66.0
07-feb-13	123	9.0	8.0	16.0	13.0	30.0
08-feb-13		11.7	11.1	28.5	8.5	22.0
13-feb-13	129	12.0	6.0	30.0	29.0	31.0
22-feb-13	138	13.0	6.0	7.0	28.0	18.0
28-feb-13	144	12.0	6.0	7.0	6.0	11.0

NITRÓGENO AMONIAICAL (mg/L)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
25-oct-12	18	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
26-oct-12	19	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
27-oct-12	20	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
28-oct-12	21	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
29-oct-12	22	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
30-oct-12	23	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
31-oct-12	24	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
01-nov-12	25	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
02-nov-12	26	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
03-nov-12	27	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
04-nov-12	28	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
05-nov-12	29	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
06-nov-12	30	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
07-nov-12	31	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
26-nov-12	50	35.0	19.5	25.4	25.7	29.0
04-dic-12	58	12.4	12.3	16.7	8.6	23.9
03-ene-13	88	12.4	12.3	16.7	8.6	23.9
05-ene-13	90	12.4	12.3	16.7	8.6	23.9
07-ene-13	92	12.4	12.3	16.7	8.6	23.9
11-ene-13	96	12.4	12.3	16.7	8.6	23.9
18-ene-13	103	6.3	4.8	7.6	4.8	12.4
21-ene-13	106	6.3	4.8	7.6	4.8	12.4
23-ene-13	108	6.3	4.8	7.6	4.8	12.4
25-ene-13	110	6.3	3.6	6.5	6.8	12.3
28-ene-13	113	6.3	3.6	6.5	6.8	12.3
30-ene-13	115	6.3	3.6	6.5	6.8	12.3
01-feb-13	116	8.4	2.4	9.6	6.0	11.1
04-feb-13	119	8.4	2.4	9.6	6.0	11.1
06-feb-13	121	8.4	2.4	9.6	6.0	11.1
07-feb-13	122	10.0	4.1	6.1	4.9	11.1
08-feb-13	123	8.4	1.6	6.4	6.0	11.5
11-feb-13	127	10.0	4.1	6.1	4.9	11.1
13-feb-13	129	7.1	3.1	4.4	5.1	9.8
15-feb-13	131	7.1	3.1	4.4	5.1	9.8
18-feb-13	134	7.1	3.1	4.4	5.1	9.8
22-feb-13	138	6.6	3.3	2.6	4.5	8.1
25-feb-13	141	6.6	3.3	2.6	4.5	8.1
26-feb-13	142	6.6	3.3	2.6	4.5	8.1
28-feb-13	144	7.1	2.8	3.8	3.8	7.1



FÓSFORO (mg/L)						
FECHA	DÍA	INFLUENTE	R1	R2	R3	R4
15-oct-12	8	9.1	6.2	9.4	9.9	11.4
19-oct-12	12	9.1	6.2	9.2	6.2	16.3
24-oct-12	17	9.1	5.1	6.3	6.3	7.7
25-oct-12	18	9.1	5.1	6.3	6.3	7.7
26-Oct-12	19	9.1	5.1	6.3	6.3	7.7
31-oct-12	24	9.1	3.3	4.5	5.1	5.3
07-nov-12	31	9.1	3	5.4	5.8	4.6
14-nov-12	38	18.4	8	11.3	9.3	11.8
21-nov-12	45	18.4	15.5	18.4	11.8	12.2
26-nov-12	50	13.2	0.5	7.9	0.5	4.1
04-dic-12	58	13.2	0.8	6.7	1.2	0.4
14-dic-12	68	1.7	0	0	0	0
19-dic-12	73	1.7	0	0	0	0
26-dic-12	80	1.7	0	0	0	0
5-en-13	90	1.7	0	0.4	0	0
11-en-13	96	1.7	0	0.4	0	0
18-en-13	103	1.2	0	1.1	0	0.3
25-en-13	110	1	0	0.3	0	0.9
01-feb-13	117	1	0	3.1	0	4
07-feb-13	123	1	0	5.1	0	2.7
22-feb-13	138	2.4	0	4	0	2.4
28-feb-13	144	2.4	0	3.8	0	1.2
01-mar-13	145	1.7	0	0.4	0	0
02-mar-13	146	1.7	0	0.4	0	0
03-mar-13	147	1.2	0	1.1	0	0.3
04-mar-13	148	1	0	0.3	0	0.9
05-mar-13	149	1	0	3.1	0	4
06-mar-13	150	1	0	5.1	0	2.7
07-mar-13	151	2.4	0	4	0	2.4
08-mar-13	152	2.4	0	3.8	0	1.2

## ANEXO 11: Análisis estadístico

En el presente ensayo el objetivo fue comparar los biofiltros para el tratamiento de un agua residual textil. Tales comparaciones se realizaron aplicando el análisis de varianza, ANOVA. Es la técnica central en el análisis de datos experimentales y señala la diferencia que deben tener las medias entre sí para concluir si hay o no un efecto de los tratamientos o si los tratamientos son estadísticamente iguales. Como resultado del ANOVA, se puede decidir si la hipótesis nula que propone la igualdad de medias de los tratamientos, se acepta o se rechaza.

H0: Todas las proporciones de la población son iguales.  $\mu=\mu$

H1: No todas las proporciones de la población son iguales.  $\mu\neq\mu$

Si F calculada es menor que F tabla Se acepta H0

En las siguientes tablas (**Tabla 36 y 37**), se presentan de manera resumida, los resultados obtenidos del análisis estadístico

**. Tabla 36: Resumen de resultados del análisis de varianza (ANOVA) para color**

	Color aparente		Color verdadero		Concentración de color	
	Resultado	Valor F	Resultado	Valor F	Resultado	Valor F
<b>R1 Y R4</b>	NO SIGNIFICATIVA	3.8<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.85<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.49<3.9
<b>R2 Y R3</b>	NO SIGNIFICATIVA	0.07<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.026<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.22<3.9
<b>R1 Y R3</b>	NO SIGNIFICATIVA	1.9<3.10	NO SIGNIFICATIVA	0.96<3.10	NO SIGNIFICATIVA	2.1<3.10
<b>R2 Y R4</b>	NO SIGNIFICATIVA	0.009<3.11	NO SIGNIFICATIVA	0.01<3.11	NO SIGNIFICATIVA	0.092<3.11
<b>R1 Y R2</b>	NO SIGNIFICATIVA	2.4<3.12	NO SIGNIFICATIVA	0.59<3.12	NO SIGNIFICATIVA	0.80<3.12
<b>R3 Y R4</b>	NO SIGNIFICATIVA	0.16<3.13	NO SIGNIFICATIVA	0.002<3.13	NO SIGNIFICATIVA	0.49<3.13
<b>Inf Y R1</b>	SIGNIFICATIVA	20.97>3.9	SIGNIFICATIVA	8.5>3.9	SIGNIFICATIVA	21.1>3.9
<b>Inf y R2</b>	SIGNIFICATIVA	6.4>3.9	SIGNIFICATIVA	3.9>3.9	SIGNIFICATIVA	12.1>3.9
<b>Inf y R3</b>	SIGNIFICATIVA	9.4>3.9	NO SIGNIFICATIVA	3.5<3.9	SIGNIFICATIVA	9.9>3.9
<b>Inf y R4</b>	SIGNIFICATIVA	7.9>3.9	NO SIGNIFICATIVA	3.6<3.9	SIGNIFICATIVA	14.4>3.9

**Tabla 37: Resumen de resultados del análisis de varianza (ANOVA) para DQO, Nitrógeno total, Nitrógeno Amoniacal y Fósforo.**

	DQO		Nitrógeno total		Nitrógeno Amoniacal		Fósforo	
	Resultado	Valor F	Resultado	Valor F	Resultado	Valor F	Resultado	Valor F
<b>R1 y R4</b>	SIGNIFICATIVA	5.5>3.9	NO SIGNIFICATIVA	1<3.9	SIGNIFICATIVA	21>3.9	NO SIGNIFICATIVA	2.9<4
<b>R2 Y R3</b>	SIGNIFICATIVA	4.4>3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.2<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.28<3.9	NO SIGNIFICATIVA	3.8<4
<b>R1 Y R3</b>	NO SIGNIFICATIVA	2.2<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.73<3.9	NO SIGNIFICATIVA	2.2<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.12<4
<b>R2 Y R4</b>	NO SIGNIFICATIVA	1.6<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.28<3.9	SIGNIFICATIVA	4.8>3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.22<4
<b>R1 Y R2</b>	SIGNIFICATIVA	15.7>3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.22<3.9	SIGNIFICATIVA	4.6>3.9	SIGNIFICATIVA	5.3>4
<b>R3 Y R4</b>	NO SIGNIFICATIVA	0.58<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.000005<3.9	SIGNIFICATIVA	7.12>3.9	NO SIGNIFICATIVA	1.9<4
<b>Inf Y R1</b>	SIGNIFICATIVA	68.19>3.9	SIGNIFICATIVA	10.9>3.9	SIGNIFICATIVA	10.9>3.9	SIGNIFICATIVA	7.7>4
<b>Inf y R2</b>	SIGNIFICATIVA	18.5>3.9	SIGNIFICATIVA	7.8>3.9	NO SIGNIFICATIVA	2.3<3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.59<4
<b>Inf y R3</b>	SIGNIFICATIVA	38.10>3.9	SIGNIFICATIVA	4.02>3.9	NO SIGNIFICATIVA	3.7<3.9	SIGNIFICATIVA	6.1>4
<b>Inf y R4</b>	SIGNIFICATIVA	29>3.9	SIGNIFICATIVA	5.11>3.9	NO SIGNIFICATIVA	0.04<3.9	NO SIGNIFICATIVA	1.36<4

## Color aparente

Análisis de varianza  
de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Influente	80	84549.4	1056.8675	320900.33
R1	80	54379.00667	679.7375633	221619.96

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	5689079	1	5689078.962	20.972779	9.3916E-06	3.9009887
Dentro de los grupos	42859103	158	271260.1452			
Total	48548182	159				

Análisis de varianza  
de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Influente	80	84549.4	1056.8675	320900.33
R2	80	65328.08667	816.6010633	391799.79

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2309118	1	2309118.039	6.4799148	0.01186745	3.9009887
Dentro de los grupos	56303310	158	356350.0614			
Total	58612428	159				

Análisis de varianza  
de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Influente	80	84549.4	1056.8675	320900.33
R3	80	63315.8	791.4475	278009.69

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2817911	1	2817911.056	9.4101315	0.00253963	3.9009887
Dentro de los grupos	47313892	158	299455.0128			
Total	50131803	159				

Análisis de varianza  
de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Influente	80	84549.4	1056.8675	320900.33
R4	80	66058.50667	825.7313333	281680.69

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2136957	1	2136957.102	7.0926797	0.00854158	3.9009887
Dentro de los grupos	47603901	158	301290.5113			
Total	49740858	159				

Análisis de varianza  
de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	80	54379.00667	679.7375833	221619.96
R4	80	66058.50667	825.7313333	281680.69

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	852567	1	852567.0016	3.3879034	0.06755219	3.9009887
Dentro de los grupos	39760751	158	251650.3244			
Total	40613318	159				

Análisis de varianza  
de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	80	65328.08667	816.6010833	391799.79
R3	80	63315.8	791.4475	278009.69

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	25308.11	1	25308.11018	0.0755681	0.78375489	3.9009887
Dentro de los grupos	52914949	158	334904.7422			
Total	52940257	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	80	54379.00667	679.7375833	221619.96
R3	80	63315.8	791.4475	278009.69

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	499164.2	1	499164.2193	1.9981369	0.15945988	3.9009887
Dentro de los grupos	39470742	158	249814.8259			
Total	39969907	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	80	65328.08667	816.6010833	391799.79
R4	80	66058.50667	825.7313333	281680.69

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3334.459	1	3334.458603	0.0099022	0.92085978	3.9009887
Dentro de los grupos	53204958	158	336740.2407			
Total	53208292	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	80	54379.00667	679.7375833	221619.96
R2	80	65328.08667	816.6010833	391799.79

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	749264.7	1	749264.7053	2.4429103	0.12005773	3.9009887
Dentro de los grupos	48460160	158	306709.8745			
Total	49209425	159				

Análisis de varianza de un factor  
RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	80	63315.8	791.4475	278009.69
R4	80	66058.50667	825.7313333	281680.69

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	47015.25	1	47015.24912	0.1680045	0.6824466	3.9009887
Dentro de los grupos	44215540	158	279845.1921			
Total	44262556	159				

## Color Verdadero

Análisis de  
varianza de  
un factor  
RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	80	63539.1	794.23875	253921
R1	80	46005.243	575.0655417	197632

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico
Entre grupos	1921476	1	1921475.81	8.51052	0.00404579	3.90099
Dentro de los grupos	35672697	158	225776.565			
Total	37594173	159				

Análisis de  
varianza de  
un factor  
RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	80	63539.1	794.23875	253921
R2	80	50743.487	634.2935833	270200

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico
Entre grupos	1023298	1	1023298.254	3.90481	0.04988916	3.90099
Dentro de los grupos	41405588	158	262060.6828			
Total	42428886	159				

Análisis de  
varianza de  
un factor  
RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	80	63539.1	794.23875	253921
R3	80	51783.13	647.289125	235674

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	863767.7	1	863767.6915	3.5285	0.06216462	3.90099
Dentro de los grupos	38677994	158	244797.4306			
Total	39541762	159				



## Color verdadero

Análisis de  
varianza de  
un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	80	63539.1	794.23875	253921
R4	80	51472.93	643.411625	237980

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	909952.9	1	909952.8654	3.69974	0.05621915	3.90099
Dentro de los grupos	38860209	158	245950.6904			
Total	39770162	159				

Análisis de  
varianza de  
un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	80	46005.243	575.0655417	197632
R4	80	51472.93	643.411625	237980

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	186847.5	1	186847.4843	0.85786	0.35575028	3.90099
Dentro de los grupos	34413349	158	217806.0081			
Total	34600197	159				

Análisis de  
varianza de

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R2	80	50743.487	634.2935833	270200
R3	80	51783.13	647.289125	235674

ANÁLISIS DE  
VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	6755.364	1	6755.364128	0.02671	0.87039272	3.90099
Dentro de los grupos	39964025	158	252936.8662			
Total	39970780	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	80	46005.243	575.0655417	197632
R3	80	51783.13	647.289125	235674

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	208649.8	1	208649.8396	0.96306	0.32791713	3.900989
Dentro de los grupos	34231134	158	216652.7484			
Total	34439784	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	80	50743.487	634.2935833	270200
R4	80	51472.93	643.411625	237980

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3325.547	1	3325.547353	0.01309	0.90906353	3.900989
Dentro de los grupos	40146240	158	254090.126			
Total	40149565	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	80	46005.243	575.0655417	197632
R2	80	50743.487	634.2935833	270200

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	140318.4	1	140318.4368	0.59987	0.43978633	3.900989
Dentro de los grupos	36958728	158	233916.0006			
Total	37099047	159				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	80	51783.13	647.289125	235674
R4	80	51472.93	643.411625	237980

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	601.4003	1	601.40025	0.00254	0.95987322	3.900989
Dentro de los grupos	37418646	158	236826.8738			
Total	37419247	159				

## Concentración de color

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	76	2105.572	27.704895	270.638
R1	76	1239.095	16.303882	195.4005

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	4939.3579	1	4939.3579	21.19721	8.77149E-06	3.904202
Dentro de los gru	34952.89	150	233.01926			
Total	39892.247	151				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	76	2105.572	27.704895	270.638
R2	76	1406.128	18.501682	258.2449

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3218.5664	1	3218.5664	12.17119	0.00063725	3.904202
Dentro de los gru	39666.219	150	264.44146			
Total	42884.786	151				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	76	2105.572	27.704895	270.638
R3	76	1497.097	19.69864	220.4047

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2435.8041	1	2435.8041	9.920947	0.00197261	3.904202
Dentro de los gru	36828.199	150	245.52133			
Total	39264.003	151				

## Concentración de color

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	76	2105.572	27.704895	270.638
R4	76	1366.491	17.980151	233.9036

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3593.6845	1	3593.6845	14.24535	0.00023057	3.904202
Dentro de los gru	37840.617	150	252.27078			
Total	41434.301	151				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	76	1239.095	16.303882	195.4005
R4	76	1366.491	17.980151	233.9036

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	106.77539	1	106.77539	0.497435	0.481723215	3.904202
Dentro de los gru	32197.805	150	214.65204			
Total	32304.581	151				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	76	1406.128	18.501682	258.2449
R3	76	1497.097	19.69864	220.4047

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	54.442916	1	54.442916	0.227485	0.634088733	3.904202
Dentro de los gru	35898.718	150	239.32479			
Total	35953.161	151				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	76	1239.095	16.303882	195.4005
R3	76	1497.097	19.69864	220.4047

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	437.92673	1	437.92673	2.106403	0.148771904	3.904202
Dentro de los gru	31185.388	150	207.90259			
Total	31623.315	151				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	76	1406.128	18.501682	258.2449
R4	76	1366.491	17.980151	233.9036

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	10.335819	1	10.335819	0.042003	0.837892187	3.904202
Dentro de los gru	36911.135	150	246.07424			
Total	36921.471	151				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	76	1239.095	16.303882	195.4005
R2	76	1406.128	18.501682	258.2449

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	183.5525	1	183.5525	0.809233	0.369788898	3.904202
Dentro de los gru	34023.408	150	226.82272			
Total	34206.961	151				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	76	1497.097	19.69864	220.4047
R4	76	1366.491	17.980151	233.9036

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	112.22184	1	112.22184	0.494034	0.483222764	3.904202
Dentro de los gru	34073.115	150	227.1541			
Total	34185.337	151				

## DQO

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	77	31973.9	415.24545	49602.1
R1	77	13754.58	178.63091	13610.5

### ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	2155478.06	1	2155478.1	68.1977	6.68485E-14	3.903366
Dentro de los grupos	4804160.07	152	31606.316			
Total	6959638.13	153				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	77	31973.9	415.24545	49602.1
R2	77	21189.02	275.18208	31892.5

### ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	755283.355	1	755283.35	18.5358	2.97623E-05	3.903366
Dentro de los grupos	6193588.6	152	40747.293			
Total	6948871.96	153				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	77	31973.9	415.24545	49602.1
R3	77	16551.57	214.95545	31454.1

### ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	1544469.24	1	1544469.2	38.1086	5.81659E-09	3.903366
Dentro de los grupos	6160274.88	152	40528.124			
Total	7704744.12	153				



## DQO

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
Inf	77	31973.9	415.24545	49602.1
R4	77	18270.17	237.27494	34481.7

### ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	1219429.97	1	1219430	29.0051	2.6904E-07	3.903366
Dentro de los grupos	6390371.62	152	42041.919			
Total	7609801.59	153				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	77	13754.58	178.63091	13610.5
R4	77	18270.17	237.27494	34481.7

### ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	132406.189	1	132406.19	5.50635	0.020238011	3.903366
Dentro de los grupos	3655006.91	152	24046.098			
Total	3787413.1	153				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R2	77	21189.02	275.18208	31892.5
R3	77	16551.57	214.95545	31454.1

### ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	139648.977	1	139648.98	4.40905	0.037400707	3.903366
Dentro de los grupos	4814338.71	152	31673.281			
Total	4953987.68	153				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	77	13754.58	178.63091	13610.5
R3	77	16551.57	214.95545	31454.1

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	50799.6952	1	50799.695	2.25453	0.135298648	3.903366
Dentro de los grupos	3424910.17	152	22532.304			
Total	3475709.87	153				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R2	77	21189.02	275.18208	31892.5
R4	77	18270.17	237.27494	34481.7

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	55322.632	1	55322.632	1.66699	0.198621882	3.903366
Dentro de los grupos	5044435.44	152	33187.075			
Total	5099758.07	153				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	77	13754.58	178.63091	13610.5
R2	77	21189.02	275.18208	31892.5

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	358901.936	1	358901.94	15.7749	0.000109815	3.903366
Dentro de los grupos	3458223.9	152	22751.473			
Total	3817125.83	153				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	77	16551.57	214.95545	31454.1
R4	77	18270.17	237.27494	34481.7

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	19179.1296	1	19179.13	0.58175	0.446808651	3.903366
Dentro de los grupos	5011121.72	152	32967.906			
Total	5030300.85	153				

## NITRÓGENO TOTAL

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	35	1173.7	33.534286	259.5206
R1	35	797.55	22.787143	108.222

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2021.2689	1	2021.2689	10.99285	0.00146983	3.981896
Dentro de los grupos	12503.246	68	183.87126			
Total	14524.514	69				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	35	1173.7	33.534286	259.5206
R2	35	841.6	24.045714	141.772

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1575.5773	1	1575.5773	7.852513	0.00660519	3.981896
Dentro de los grupos	13643.946	68	200.64626			
Total	15219.523	69				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	35	1173.7	33.534286	259.5206
R3	35	897.6	25.645714	281.7814

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1089.0173	1	1089.0173	4.023696	0.04884568	3.981896
Dentro de los grupos	18404.266	68	270.65097			
Total	19493.283	69				

## NITRÓGENO TOTAL

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	35	1173.7	33.534286	259.5206
R4	35	897.3	25.637143	166.8624

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1091.3851	1	1091.3851	5.119272	0.02685994	3.981896
Dentro de los grupos	14497.021	68	213.19148			
Total	15588.406	69				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	35	797.55	22.787143	108.222
R4	35	897.3	25.637143	166.8624

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	142.14375	1	142.14375	1.033456	0.31295186	3.981896
Dentro de los grupos	9352.8684	68	137.54218			
Total	9495.0122	69				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	35	841.6	24.045714	141.772
R3	35	897.6	25.645714	281.7814

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	44.8	1	44.8	0.211544	0.64702749	3.981896
Dentro de los grupos	14400.814	68	211.77667			
Total	14445.614	69				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	35	797.55	22.787143	108.222
R3	35	897.6	25.645714	281.7814

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	143.00004	1	143.00004	0.733327	0.39481451	3.981896
Dentro de los grupos	13260.114	68	195.00167			
Total	13403.114	69				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	35	841.6	24.045714	141.772
R4	35	897.3	25.637143	166.8624

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	44.321286	1	44.321286	0.287209	0.59376335	3.981896
Dentro de los grupos	10493.569	68	154.31718			
Total	10537.89	69				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	35	797.55	22.787143	108.222
R2	35	841.6	24.045714	141.772

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	27.720036	1	27.720036	0.221766	0.63920506	3.981896
Dentro de los grupos	8499.7936	68	124.99696			
Total	8527.5136	69				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	35	897.6	25.645714	281.7814
R4	35	897.3	25.637143	166.8624

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.0012857	1	0.0012857	5.73E-06	0.99809682	3.981896
Dentro de los grupos	15253.889	68	224.32189			
Total	15253.89	69				

## NITRÓGENO AMONIACAL

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	40	761.425	19.035625	177.567
R1	40	439.5081	10.9877035	59.61214

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1295.3808	1	1295.38081	10.92323	0.00143643	3.963472
Dentro de los gru	9249.9863	78	118.589568			
Total	10545.367	79				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	40	761.425	19.035625	177.567
R2	40	603.9905	15.0997619	86.18622

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	309.82037	1	309.820367	2.34932	0.12938384	3.963472
Dentro de los gru	10286.375	78	131.876606			
Total	10596.196	79				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	40	761.425	19.035625	177.567
R3	40	557.9317	13.9482934	98.71713

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	517.61886	1	517.618856	3.747004	0.05652588	3.963472
Dentro de los gru	10775.081	78	138.142063			
Total	11292.7	79				



## NITRÓGENO AMONIAICAL

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	40	761.425	19.035625	177.567
R4	40	782.3819	19.5595483	78.04074

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	5.4899125	1	5.48991249	0.042956	0.83634873	3.963472
Dentro de los gru	9968.7016	78	127.803867			
Total	9974.1915	79				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	40	439.5081	10.9877035	59.61214
R4	40	782.3819	19.5595483	78.04074

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1469.5305	1	1469.53047	21.35125	1.487E-05	3.963472
Dentro de los gru	5368.4621	78	68.8264374			
Total	6837.9926	79				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	40	603.9905	15.0997619	86.18622
R3	40	557.9317	13.9482934	98.71713

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	26.517594	1	26.5175941	0.286827	0.59378518	3.963472
Dentro de los gru	7211.2304	78	92.4516716			
Total	7237.748	79				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	40	439.5081	10.9877035	59.61214
R3	40	557.9317	13.9482934	98.71713

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	175.30185	1	175.301851	2.214396	0.14076044	3.963472
Dentro de los gru	6174.8414	78	79.1646336			
Total	6350.1433	79				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R2	40	603.9905	15.0997619	86.18622
R4	40	782.3819	19.5595483	78.04074

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	397.79389	1	397.793895	4.844441	0.0306926	3.963472
Dentro de los gru	6404.8511	78	82.1134755			
Total	6802.645	79				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	40	439.5081	10.9877035	59.61214
R2	40	603.9905	15.0997619	86.18622

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	338.18049	1	338.180486	4.639017	0.03434096	3.963472
Dentro de los gru	5686.1358	78	72.899177			
Total	6024.3163	79				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	40	557.9317	13.9482934	98.71713
R4	40	782.3819	19.5595483	78.04074

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	629.72363	1	629.723631	7.125269	0.00924368	3.963472
Dentro de los gru	6893.5567	78	88.3789321			
Total	7523.2803	79				

## FÓSFORO TOTAL

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Influyente	30	156.8	5.22666667	28.89237
R1	30	58.8	1.96	12.57559

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	160.06667	1	160.066667	7.720018	0.00734683	4.0069
Dentro de los gr	1202.5707	58	20.733977			
Total	1362.6373	59				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	30	156.8	5.22666667	28.89237
R2	30	128.1	4.27	17.35872

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	13.728167	1	13.7281667	0.593636	0.444143547	4.0069
Dentro de los gr	1341.2817	58	23.125546			
Total	1355.0098	59				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	30	156.8	5.22666667	28.89237
R3	30	68.7	2.29	13.28507

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	129.36017	1	129.360167	6.134093	0.01619763	4.0069
Dentro de los gr	1223.1457	58	21.0887184			
Total	1352.5058	59				

## FÓSFORO TOTAL

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Inf	30	156.8	5.22666667	28.89237
R4	30	112.2	3.74	19.68869

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	33.152667	1	33.1526667	1.364839	0.247480308	4.0069
Dentro de los gr	1408.8507	58	24.2905287			
Total	1442.0033	59				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R1	30	58.8	1.96	12.57559
R4	30	112.2	3.74	19.68869

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	47.526	1	47.526	2.946045	0.091424987	4.0069
Dentro de los gr	935.664	58	16.1321379			
Total	983.19	59				

Análisis de varianza de un factor

### RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R2	30	128.1	4.27	17.35872
R3	30	68.7	2.29	13.28507

### ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	58.806	1	58.806	3.838037	0.054915173	4.0069
Dentro de los gr	888.67	58	15.3218966			
Total	947.476	59				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	30	58.8	1.96	12.57559
R3	30	68.7	2.29	13.28507

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	1.6335	1	1.6335	0.126331	0.723556428	4.0069
Dentro de los gr	749.959	58	12.9303276			
Total	751.5925	59				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R2	30	128.1	4.27	17.35872
R4	30	112.2	3.74	19.68869

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	4.2135	1	4.2135	0.227465	0.635201837	4.0069
Dentro de los gr	1074.375	58	18.5237069			
Total	1078.5885	59				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza
R1	30	58.8	1.96	12.57559
R2	30	128.1	4.27	17.35872

ANÁLISIS DE VARIANZA

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	80.0415	1	80.0415	5.34781	0.024317252	4.0069
Dentro de los gr	868.095	58	14.9671552			
Total	948.1365	59				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
R3	30	68.7	2.29	13.28507
R4	30	112.2	3.74	19.68869

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	31.5375	1	31.5375	1.912885	0.171944536	4.0069
Dentro de los gr	956.239	58	16.4868793			
Total	987.7765	59				

# REFERENCIAS

---

1. Abad, M., Noguera, P., Noguera, V. (1996). "Turberas para semilleros". En: II Jornadas sobre semillas y semilleros hortícolas. Congresos y jornadas, 35/96. Junta de Andalucía. Consejería de agricultura y pesca, Sevilla. 79-101pp.
2. Abdula E., Tzanov T., Costa S., Robra K., Cavaco A., Gubitzi, G. (2000). Decolorization and detoxification of textile dyes with a laccase from *Trametes hirsuta*. *Applied and Environmental Microbiology*. 66:8.3357-3362.
3. Alatorre, F. A. (2007). Diseño de reactores empacados para la remoción de color en aguas residuales industriales. Tesis de Maestría en Ingeniería, *Facultad de Ingeniería*, UNAM, México. DF, México, 137pp.
4. Alatorre, F. A., Moeller, Ch. G. (2006). Influencias de las características hidráulicas y geométricas de biofiltros empacados sobre la eliminación de un colorante azo. XV Congreso Nacional de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales.
5. Anliker, R. (1977). Ecotoxicology of dyestuff a Joint efforts by industry. **3**, 59-74.
6. Antonella Anastasi, Federica Spina, Valeria Prigione, Valeria Tigini, Pietro Giansanti Giovanna Cristina Varese. (2010). Scale-up of a bioprocess for textile waste water treatment using *Bjerkandera adusta*, *bioresource technology journal*.
7. Ávila García, P., (2003). Agua, medio ambiente y desarrollo en el siglo XXI: México desde una perspectiva global y regional. Zamora, Mich.: El colegio de Michoacan: Secretaria de urbanismo y medio ambiente: SEMARNAT/ Instituto de Mexicano de Tecnología del agua.
8. Bautista, J. M., Alanís, G. M. G., González, M. E., García, D. C. L. (1998). Composición química de tres cepas mexicanas de setas (*Pleurotus ostreatus*). *Arch. Latinoam. Nutr.* **48**(4):359-63
9. Bishop, P. and Jiang, H. (1994). Aerobic biodegradation of azo dyes in biofilms. *Water Science and Technology*. **29**, 525-530.
10. Bishop, P., (1996). The biodegradation of textiles dyes using biofilm treatment systems. En: Kuppusamy, I. Y Briones, R. (Eds) *Biodegradación de Compuestos Orgánicos Industriales*. UNAM, Instituto de Ingeniería, DF, México. **1**, 1-10.



11. Bourbonnais, R., Paice, M., Freiermuth, B. (1996). Reactivities of various mediators and laccases with kraft pulp and lignin model compounds. *Applied environmental microbiology*. **63**: 4627-32.
12. Buitron, G. (1996). Biodegradación aerobia de compuestos xenobióticos. En: Kuppusamy, I. Y Briones, R. (Eds) *Biodegradación de Compuestos Orgánicos Industriales*. UNAM, Instituto de Ingeniería, DF, México. **1**, 1-10.
13. Bumpus, J. A., Kakar, S. N., Coleman, R. D. (1993). Fungal degradation of organophosphorus insecticides. *Appl. Biochem. Biotechnol.* **39/40**, 715-726.
14. Call, H.P. (1997). History, overview and applications of mediated ligninolytic systems, especially laccasemediator-systems (Lignozym-process). *Journal of biotechnology*. **53**: 163-202.
15. Cardoso, V. L., Garzón, Z. M., Rodríguez, C. L., García, S. L. (2010). Biofiltration sewage water with wastes in rural communities from the Mexican southeastern. II Congreso nacional de mitigación del daño ambiental en el sector agropecuario de México. Memoria; México, 1.
16. Casieri L., Verese, G.C., Anastasi, A., Prigione, V., Svobodova, K., Filippelo Marchisio, V. y Novotny, C. 2008. Decolorization and detoxication of reactive industrial dyes by immobilized fungi *Tremetes pubescens* and *Pleurotus ostreatus*. *Folia Microbiol.* **53**: 44-52
17. Cenniglia C., Freedman, J., Franklin, W. y Pack, L. (1982). Metabolism of benzidine and benzidine-congener based dyes by human, monkey and rat intestinal bacteria. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* **107**, 1224-1229.
18. Chang, S.T. y P.G. Miles, 1989. Edible mushrooms and their cultivation. CRC press. Boca Raton.
19. Cohen, R., Persky, L., Hadar, Y. (2002). Biotechnological applications and potential of wood-degrading mushrooms of the genus *Pleurotus*. *Appl. Microbial. Biotechnology*. **58**, 582-594.
20. Couillard, D. 1994. The use of peat in wastewater treatment. *Wat. Res.* **28**: 1261-1274.
21. Cripps, C., Bumpus, J. A., Aust, S. D. (1990). Biodegradation of azo and heterocyclic dyes by *Phanerochaete chrysosporium*, *Appl. Environ. Microbiol.* **56**, 1114-1118.
22. Dashtban, M., Schraft, H., Syed, T. A., Qin, W. (2010). Fungal biodegradation and enzymatic modification of lignin. *Int. J. Biochem. Mol. Biol.* **1**: 36-50.

23. Dávila, G., Vázquez, R. (2006). Enzimas ligninolítica fúngicas para fines ambientales: *Mensaje bioquímico*. **30**, 29-55.
24. Dávila, S. V. (2005). Degradación Fúngica del Colorante Naranja ácido 24. Tesis de Maestría en Ingeniería, *Facultad de Ingeniería*, UNAM, México, DF, México, 114pp.
25. Dávila, S. V., Moeller, Ch. G., Garzón, Z. M. A. y Farfan, G. (2003). Fungal colour reduction of azo dyes in wastewater. *Memorias de la IWA Conference on Environmental Biotechnology*. Kuala Lumpur, Malasia.
26. Dellamatrice, P. M., Monteiro, R.T.R., Kamida, H. M., Nogueira, N. L., Rossi, M. L., Blaise, C. (2005). Decolourization of municipal effluent and sludge by *Pleurotus sajor-caja* and *Pleurotus ostreatus*. *World journal of microbiology and Biotechnology*. **21**,1363-1369.
27. Faroco V., Pezzella C., Miedele A., Giardina, P., Sannia, G. (2009) Bioremediation of colored industrial wastewaters by the white-rot fungi *Phanerochaete chrysosporium* and *Pleurotus ostreatus* and their enzymes. *Biodegradation*. **20**, 209-220.
28. Fernandes, A.N., Almeida, C.A.P., Menezes, C.T.B., Debacher, N.A., Sierra, M.M.D. 2007. Removal of methylene blue from aqueous solution by peat. *Journal of Hazardous Materials*. **144**: 412-419
29. Fernando, T., Bumpus J.A., Aust S.D. (1990). Biodegradation of TNT (2, 4, 6-Trinitrotoluene) by *Phanerochaete chrysosporium*. *Appl. Environ. Microbiol.* **56**, 1666-1671.
30. Field, J.A., Jong E.D., Feijoo-Costa G., de Bont J.A.M. (1993). Screening for ligninolytic fungi applicable to the biodegradation of xenobiotics. *TIRTECH*. **11**, 44-49.
31. Gaitán-Hernández, R., Báez, R. I. (2008) Crecimiento micelial de cepas silvestres nativas de *Lepista nuda* en medios de cultivo con diferentes suplementos orgánicos. *Rev. Mexicana de Micología*. **26**:41-49
32. Gao, J., Ellis, L. B., Wackett, L. P. (2009). The university of Minnesota biocatalysis/ Biodegradation database: improving public access. *Nucleic Acids Research*. **38**: 488- 491.
33. García Rollán M. (2007). Cultivo de setas y trufas. Editorial Aedos, s.a. 5ª edición. España. 252 pp.
34. García, S. L. (2007). Decoloración fúngica de efluentes industriales con colorantes azo en sistemas de biofiltración con diferentes empaques orgánicos. Tesis de Maestría en Ingeniería, Facultad de Ingeniería, UNAM, México. DF, México, 149pp.
35. Garzón J. R., (2009). Cinética de degradación de colorantes de diferentes clases químicas por hongos y bacterias inmovilizados sobre

- fibra de Agave tequilaza Webber var. Azul. Tesis de licenciatura, *Facultad de ciencias*, Pontificia Universidad Javeriana. Bogota, 124pp.
36. Garzón, Z. M. A. (2003). La biofiltración sobre cama de turba, un tratamiento eficiente para diferentes tipos de agua residual industrial. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA). Mor. México.
  37. Garzón-Zúñiga, M. A., Lessard, P. & Buelna, G. (2003). Determination of the hydraulic residence time in a trickling biofilter filled with organic matter. *Environ. Technol.* **24**, 605-614.
  38. Gayosso, M., Leal, Rodríguez, R. (2004). Evaluación de la actividad enzimática de *Pleurotus ostreatus* en presencia de bifenilos policlorados. *Revista Iberoamericana.* **23**: 76-81.
  39. Gianfreda, L., Xu, F., Bollag, J.M. (1999). Laccases: a useful group of oxidoreductive enzymes. *Biorem. J.* **3**:1-25.
  40. Gomes, M.K.M., y Matheus, D.R. (2006). Biodegradation of remazol brilliant blue R by ligninolytic enzymatic complex produced by *Pleurotus ostreatus*. *Brazilian Journal of Microbiology.* **37**, 468-473.
  41. Gómez-Bertel, S., Amaya-Bulla, D., Maldonado-Saavedra, C., Martínez – Salgado, M., Quevedo-Hidalgo, B., Soto-Guzmán, A. 2008. Evaluación de tres hongos lignolíticos y de *Aspergillus niger* como alternativa para el tratamiento de aguas residuales del curtido de pieles. *Rev. Int. Contaminación ambiental.* **24**: 93-106.
  42. Guo, M., Lu F., Liu, M., Li T., Pu, J., Wan N., Liang P. Zhang C. (2008). Purification of recombinant laccase from *Trametes versicolor* in *Pichia mehanolica* and its use for the decolorization of anthraquinone dye. *Biotechnol Lett.* DOI 10. 1007/s 10529-008-9817-z.
  43. Guzmán, G., Mata, G., Salmones, D., Soto-Velazco, C., Guzmán-Dávalos, L. (1993). El Cultivo de los hongos comestibles. Instituto Politécnico Nacional. México. 245 pp.
  44. Haug W. Schmidt, A., Nortermann, B., Hempel, D., Stolz, A. y Knackmuss H. (1991). Mineralization of sulfonated azo dye Mordant Yellow 3 by a 6 aminonaphthalene-2-sulfonate-degrading bacterial consortium *Appl. Environ. Microbiol.* **57**, 3144-3149.
  45. Herrera, T., Ulloa, M. (1998). El reino de los hongos: Micología básica y aplicada. Fondo de cultura económica- UNAM. México. 552 pp.
  46. Jaquenod S. (2005). Derecho ambiental: la gobernanza de las aguas. Editorial Dykinson. Madrid, 235pp.
  47. Jaspers, C. J., Jimenez, G., Pennick, M. J. (1994). Evidence for a role of manganese peroxidase in the decolorization of kraft pulp bleach plant

- effluent by *Phanerochaete chrysosporium*: effects of initial culture conditions on enzyme production. *J. Biotechnol.* **37**, 229-234.
48. Kulla H. G, (1981). Aerobic Bacterial Degradation of Azo Dyes. Microbial Degradation of Xenobiotics and recalcitrant compounds. FEMS Symp. No 12. Academic Press, Ed. By Leisinger R. Hutter, A. M. Cook and J. Nuesch, London. 387-399.
49. Kwang-Soo, S., ILL-Kyoon, O. y Chang-Jin, K. 1997. Production and purification of remazol brilliant blue R decolorizing Peroxidase from the culture filtrate of *Pleurotus ostreatus*. *Applied and environmental Microbiology.* **63**: 1744-1748.
50. Landolo, D., Amore, A., Birolo, L., Leo, G., Olivieri, G., Farazo V. (2011). Fungal solid state fermentation on agro-industrial wastes for acid wastewater decolorization in a continuous floor packed-bed bioreactor. *Bioresource Technology.* **102**, 7603-7607.
51. Lens P., N., Vochten P., M., Lode Speleers y Verstraete. 1994. Direct treatment of domestic wastewater by percolation over peat, bark and woodchips. *Wat. Res.* **28**: 17-26.
52. Look for chemicals. (Fecha de consulta: 30 de Noviembre del 2012). Disponible en: <<http://www.lookchem.com/>>.
53. López, A. S. (2004). Degradación de un colorante diazo mediante procesos de oxidación química y biológica. Tesis de Maestría en Ingeniería, *Facultad de Ingeniería*, UNAM, México, DF, México, 91pp.
54. López, C., Moreira V. M. T., Feijoo, G., Lema, J.M. (2007). Tecnologías para el tratamiento de efluentes industriales textiles. *Revista de Química Teórica y Aplicada.* **64**, 561-573.
55. Mendoza-Hernández J.C, Martínez- Tecuatl N., Jaramillo, H. O., Arriola-Morales, J., Pérez, O. G., Espinosa, A. B. (2010). Biodegradación de colorantes textiles mediante *Spingobacterium multivorum* y *Acinobacter haemolyticus*. *Revista latinoamericana el ambiente y las ciencias.* 1(1): 1-13.
56. Moeller, Ch. G. y Garzón, Z. M. A. (2003). Desarrollo de tecnologías no convencionales para el tratamiento de efluentes de la fabricación de colorantes tipo azo. Proyecto Interno IMTA.
57. Montiel, E., Acosta, M., Portugal, D., López, Bautista, N., Mora, V., Medrano, F., Venegas, R. y Olivares G. (2001). 7° curso sobre el cultivo del hongo comestible *Pleurotus spp.* Sobre residuos lignocelulósicos. Laboratorio de micología, Centro de investigaciones biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Morelos. México.

58. More, S.S., Renuka, P.S., Pruthvi, K., Swetha, M., Malini, S., Veena, S.M. (2011). Isolation, purification and characterization of fungal laccase from *Pleurotus* sp. *Enzyme reseach*. **2011**, 1-7.
59. Nitheranont, T., Watanabe, A., Suzuki, T., Katayama, T., Asada, Y. (2011). Decolorization of synthetic dyes and biodegradation of bisphenol A by laccase from the edible mushroom, *Grifola frondosa*. *Biosci. Biotechnol. Biochem.* **75** (9), 1845-1847.
60. Padmavathy S., Sandhya S., Swaminathan K. (2003). Aerobic decolourization of reactive azo dyes in presence of various co substrates. *Che. Bioche. Eng.*, **17** (2), 147-151.
61. Papinutti, L. and Forchiassin, F. (2010). Adsorption and decolorization of dyes using solid residues from *Pleurotus ostreatus* mushroom production. *Biotechnology and Bioprocess Engineering*. **15**, 102-1109.
62. Pasti-Grigsby M.B., Paszczynski A., Goszczynski, S., Crawford, D.L. and Crawford R.L. (1992). Influence of aromatic substitution patterns on azo dye degradability by *Streptomyces spp.* and *Phanerochaete Chrysosporium*. *Applied and Enviromental Microbiology*. 3605-3613.
63. Penningsfeld, F., Kurzmann, P. (1983). Cultivos hidropónicos y en turba. Ediciones Mundi-Prensa. 2ª edición. Madrid. 343 pp.
64. Piscitelli, A., Pezzella, C., Giadina, P., Faroco, V., Giovanni, S. (2010). Heterologous laccase production and its role in industrial applications. *Bioengineered bugs*. **1:4**, 252-262.
65. Pogni, R., Barotto, M.C., Teutloff, C., Giansanti, S., Ruiz-Dueñas, F.J., Choinowski, T., Piontek, K., Martinez, A.T., Lenzian, F., Bososi, R. (2006). A tryptophan neutral radical in the oxidized state versatile peroxidase from *Pleurotus eryngii*. *The journal of biological chemistry*. **28**: 9517-9526.
66. Pointing, S. B. (2001). Feasibility of bioremediation by white-rot fungi. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* **57**, 20-33.
67. Quezada, M. y Buitrón, G. (1996). Biodegradación aerobia de colorantes tipo azo (rojo acido 151). XXV Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Tratamiento de aguas residuales. Memoria; México, **2**.
68. Renhammar, B. y Malstrom, B. (1981). "Blue" copper-containing oxidases. In copper proteins. Edited by spiro, T. y Wiley, J. New York, N.Y. *Metal ions in biology*. **3**, 109-149.
69. Repetto, J. M., Repetto, K. G., (2009). Toxicología Fundamental. Ed. Díaz Santos. España. 587pp.

70. Rhys, O. J., (2008). Ambiente e industria en México. Editores. Alfonso Mercado García México, D.F. El colegio de México, Centro de estudios económicos.
71. Riva, M.C., Vilaseca, M., Crespi, M. (1988). Biodegradabilidad, toxicidad y acumulación del colorante ácido azul omegacromo en la trucha arco iris "Salmon gaidneri". *Bol. Intextar*. **93**: 55-70.
72. Robinson, T. McMullan, G. Marchan R., Nigman, P. (2001). Remediation of dyes in textile effluent: A critical review on concurrent treatment technologies with a proposed alternative. *Bioresourse technology*. **77**,247-255.
73. Rodríguez Duran, L. V., Rodríguez D., N. R., Cruz Hernández, M. A. (2009). Estudio de la inhibición de la enzima Tanasa producida por *Aspergillus niger* GH1 en fermentación en estado sólido (FES). *Tu revista Digi.U@T*. **4**:2
74. Rodríguez, E., Pickard, M. y Vázquez-Duhalt, R. (1999). Industrial dye decolorization by laccases from ligninolytic fungi. *Current Microbiology*. **38**,27-32.
75. Rodríguez, P.S., Rosa C., Bermúdez, S., Serrat, D. M. y Kouroma, A. (2006). Selección de cepas de *Pleurotus ostreatus* para la decoloración de efluentes industriales. *Revista Mexicana de Micología*, **23**. 9-15.
76. Ruiz-Dueñas, F. J., Morales, M., García, E., Miki, Y., Martínez, M.J., Martínez, A.T. (2008). Substrate oxidation sites in versatile peroxidase and other basidiomycete peroxidases. *Journal of experimental botany*. **60**:441-452.
77. Sainz Sastre J., (2005). Tecnologías para la sostenibilidad: procesos y operaciones unitarias en depuración de aguas residuales. Editorial fundación EOI, Madrid, 269pp.
78. Satyanarayana, T., Narain, B. J., Prakash, A. (2012). Microorganisms in environmental management. *Springer*. New York. 819pp.
79. Shah, V., Nerud, F. (2002). Lignin degrading system of white-rot fungi and its exploitation for dye decolorization. *Can. J. Microbiol*. **48**: 857-870.
80. Shimada, M., Higuchi, T. (1983). Recent advances in lignin biodegradation research. En: Recents advances in lignin biodegradation research. T. Higuchi, H. M. Chang y T. K. Kirk (Eds.), *Uni Publishers. Tokio*. 195-208.
81. Singh-Rai, H., Shankar, M., Singh, J., Bansal, T., Vats, P., Benerjee, U. (2005). Removal of dyes from the effluent of textile and dyestuff manufacturing industry: a review of emerging techniques with reference to biological treatment. *Critical reviews in environmental science and technology*. **35**:219-238

82. Sundaramoorthy, M., Gold, M.H., Poulos, T. L. (2010). Ultrahigh (0.93 Å) resolution structure of manganese peroxidase from *Phanerochaete chrysosporium*: Implications for the catalytic mechanism. *J Inorg Biochem.* **104** (6): 683-690.
83. Suyén Rodríguez, Maikel Fernández, C. Bermúdez, R. y Humberto Morris, 2003. Tratamiento de efluentes industriales coloreados con *Pleurotus* spp. *Iberoam Micol.* **20**: 164-168.
84. Teixeira, S.S. R., Pereira, P., y Ferreira-Leitao, V. (2010). Extraction and application of laccases from Shimeji Mushrooms (*Pleurotus ostreatus*) residues in decolourization of reactive dyes and a comparative study using commercial laccase from *Aspergillus oryzae*. *Enzyme Research.* **2010**, 1-8.
85. Tien, M., Kirk, T. K. (1984). Lignin degrading enzyme from the hymenomycete *Phanerochaete chrysosporium*. Purification, characterization, and catalytic properties of a unique H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>-requiring oxygenase. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* **81**, 2280-2284.
86. Tinoco, R., Pickard, M.A. y Vazquez-Duhalt, R. (2001). Kinetic differences of purified laccases from six *Pleurotus ostreatus* strains. *Lett. Appl. Microbiol.* **32**: 331-335.
87. Van der Zee, F.P, Villaverde, S. (2005). Combined anaerobic-aerobic treatment of azo dyes-A short review of bioreactor Studies, *Water research.* **39**, 1425-1440.
88. Viraraghavan, T., Ayyaswami, A. (1987). Use of peat in water pollution control: a review. *Civ. Eng.* **14**: 230-233.
89. World Bank Group, (1998). Dye Manufacturing. Pollution and Abatement Handbook, 298- 301pp.
90. Xiong, J.B, Mahmood, Q. 2010. Adsorptive removal of phosphate from aqueous media by peat. *Desalination.* **259**: 59-64.
91. Zille, A., Tzanov, T., Gubitz, G., Cavaco, A. (2003). Immobilized laccase for decolourization of reactive black 5 dye in effluent. *Biotechnology letters.* **25**: 1473-1477.