



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

---

**PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN  
INGENIERÍA**

FACULTAD DE INGENIERÍA

**DECOLORACIÓN FÚNGICA DE EFLUENTES INDUSTRIALES  
CON COLORANTES AZO EN SISTEMAS DE BIOFILTRACIÓN  
CON DIFERENTES EMPAQUES ORGÁNICOS**

**T E S I S**

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

**MAESTRO EN INGENIERÍA  
(AMBIENTAL-AGUA)**

P R E S E N T A:

**LILIANA GARCÍA SÁNCHEZ**

TUTOR:

**DR. MARCO ANTONIO GARZÓN ZÚÑIGA**



MÉXICO D.F. 2007



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN  
INGENIERÍA

**JURADO ASIGNADO:**

<b>Presidente:</b>	DRA. MARÍA DEL CARMEN DURÁN DOMINGUEZ DE BAZÚA
<b>Secretario:</b>	DR. SIMÓN GONZÁLEZ MARTÍNEZ
<b>Vocal:</b>	DR. MARCO ANTONIO GARZÓN ZÚÑIGA
<b>Primer suplente:</b>	DRA. GABRIELA MOELLER CHÁVEZ
<b>Segundo suplente:</b>	DR. THANGARASU PANDIYAN SARASVATHI

Lugar donde se realizó la tesis:

FACULTAD DE INGENIERÍA, CAMPUS MORELOS

TUTOR

DR. MARCO ANTONIO GARZÓN ZÚÑIGA

---

**FIRMA**

---

---

---

---

## AGRADECIMIENTOS

A CONACyT por la beca otorgada para la realización de los estudios de Maestría en Ingeniería.

A la Universidad Nacional Autónoma de México a través de la Facultad de Ingeniería Campus Morelos por el apoyo brindado para la realización del trabajo de tesis.

Al Dr. Marco Antonio Garzón Zúñiga, por el apoyo incondicional brindado para la realización del presente trabajo, por todo lo que me ha enseñado en estos años, por la confianza depositada en mí y por esa amistad que ha ido creciendo en este tiempo y que ha hecho de mí una mejor profesionalista y una mejor persona.

A la Dra. María del Carmen Durán Domínguez, por el tiempo tan valioso que dedicó a cada una de las observaciones de este trabajo.

A los integrantes del H. jurado:

Dra. María del Carmen Durán

Dr. Simón González Martínez

Dra. Gabriela Moeller Chávez

Dr. Thangarasu Pandiyan Sarasvathi

Por su valiosas aportaciones para mejorar el presente trabajo de tesis.

A Lupita, Paty, Sonia, Miguel y Pablo no sólo por todo el apoyo que me brindaron durante la fase experimental de esta tesis, sino por esa amistad que me brindaron.

A mis amigos Chayo, Yessy, Alex, Ivonne, Charly, Ana, Diego, Kenia y José por siempre darme su apoyo incondicional y su amistad.

---

---

---

---

## DEDICATORIAS

A DIOS por darme tantas cosas tan maravillosas en mi vida, por permitirme sentir la dicha más grande del universo: ser madre. Por permitirme nuevamente abrazar y besar a mis seres amados: mi mamá y mi papá. Por rodearme siempre de personas maravillosas y por darme las fuerzas siempre para seguir adelante.

A ED por ser mi esposo, mi amigo y todo lo que puedo desear en un compañero para mi vida, porque me impulsas siempre a ser mejor profesionalista y mujer, porque siempre estas conmigo para aconsejarme, cuidarme y amarme. Porque me has dado el hijo más hermoso del mundo y porque eres un gran hombre al que admiro y respeto.

Al pequeño amor de mi vida, mi hijo LEONARDO GAEL, porque gracias a ti conocí el amor más puro y desinteresado que puede existir, porque tus ojitos reflejan toda la bondad del mundo y la cual creí ya no existía, porque al verte y al abrazar ese pequeño cuerpecito tan frágil me siento en el cielo, porque eres tal como te soñe toda mi vida, porque me elegiste como tu mamá y eso me permite ser una persona fuerte y valiente por tí porque te amo y siempre estaré a tu lado cuando me necesites, porque todo lo que soy y lo que pueda ser será siempre para tí.

A mi MAMÁ y a mi PAPÁ, porque siempre serán los pilares que me sostienen de pie, porque siempre les agradeceré todo el apoyo y el amor que me dan, porque se que no importan mis tropiezos, siempre podré contar con ustedes. Por todo lo que siempre me han amado, por estar siempre a mi lado. A mi mamá por ser mi mejor amiga y por darme la oportunidad nuevamente de compartir tantas cosas juntas.

A mi hermano MIGUEL, por todo su apoyo y amor, porque a pesar de nuestras diferencias eres el mejor hermano del mundo.

A mis tíos IRENE y ALVARO, a mis hermanitas CONCE y MARY porque siempre me han apoyado y han sido para mí mi familia todos estos años. Los adoro.

A mi suegra CARO, por todo el apoyo que nunca terminaré de agradecerle, por lo que ha hecho por mí estos años, sobre todo en mi embarazo y el nacimiento de su primer nieto.

A ELIANE, porque te considero una amiga y hermana, por todo el apoyo y cariño que me has brindado.

A TODOS,

**MIL GRACIAS.**

---

---

---

---

## ÍNDICE

	<b>Página</b>
Índice	i
Índice de tablas	vii
Índice de figuras	viii
Resumen	x
Abstract	xi
<b>CAPÍTULO 1. ANTECEDENTES</b>	<b>1</b>
1.1 Introducción	2
1.1.1 Normatividad	2
1.1.2 Sistemas de tratamiento utilizados para la remoción de colorantes	3
1.2 Los colorantes	4
1.2.1 Clasificación de los colorantes	4
1.2.1.1 Colorantes “azo” o azoicos	6
1.2.1.2 Colorantes de trifenilmetano	7
1.2.1.3 Colorantes de xanteno	7
1.2.1.4 Colorantes de antraquinona	7
1.2.1.5 Colorantes de indigoides y tioindigoides	8
1.2.1.6 Colorantes de azufre	8
1.2.2 Tecnologías aplicadas para la remoción de colorantes	8
1.2.2.1 Sistemas de tratamiento físico-químico	8
1.2.2.2 Sistemas de tratamiento biológico	12
1.2.2.2.1 Utilización de hongos para la remoción de colorantes	13
1.2.2.2.2 Utilización de hongos en sistemas de tratamiento	14
1.3 Biofiltración	15
1.3.1 Biofiltración para el tratamiento de gases	15
1.3.2 Biofiltración sobre cama orgánica para el tratamiento de efluentes líquidos industriales	16

	<b>Página</b>
1.3.3 Turba	18
1.3.3.1 Propiedades físicas y químicas de la turba	19
1.3.3.1.1 Características físicas	19
1.3.3.1.2 Características químicas	20
1.4 Hongo: <u>Pleurotus ostreatus</u>	20
<b>CAPÍTULO 2. OBJETIVOS Y JUSTIFICACIÓN</b>	<b>22</b>
2.1 Objetivo general	23
2.2 Alcances	23
2.3 Justificación	23
<b>CAPÍTULO 3. METODOLOGÍA</b>	<b>24</b>
3.1 Planteamiento metodológico	25
3.1.1 Selección de materiales con potencial para la biofiltración fúngica	25
3.1.2 Caracterización de los materiales	26
3.1.2.1 Pruebas de porosidad	26
3.1.2.1.1 Preparación del material orgánico vegetal	27
3.1.2.1.2 Medio filtrante	27
3.1.2.1.3 Metodología de las pruebas de vaciado para determinar la porosidad	28
3.1.2.2 Caracterización físico-química de los lixiviados y pruebas de conductividad hidráulica	28
3.1.2.2.1 Isotermas de adsorción	29
3.1.2.2.2 Determinación de porcentaje de lignina y celulosa	29
3.1.2.3 Pruebas toxicológicas	29
3.1.2.4 Pruebas de resistencia mecánica	29
3.1.3 Selección de los mejores materiales orgánicos para la biofiltración	30
3.2 Selección del colorante azo	30
3.2.1 Búsqueda bibliográfica de los colorantes más utilizados	30
3.2.2 Criterios de selección	30

	<b>Página</b>
3.3 Caracterización del colorante seleccionado	30
3.3.1 Estructura química	30
3.3.2 Características físico-químicas	30
3.3.3 Espectro de adsorción y curva de calibración del colorante	30
3.3.4 Determinación de la concentración presente en el agua residual	31
3.3.5 Características toxicológicas	31
3.4 Desarrollo de biomasa fúngica para acondicionamiento de materiales orgánicos de soporte	32
3.4.1 Selección de la cepa	32
3.4.2 Propagación para mantenimiento de la cepa del hongo (cultivo en medio sólido)	32
3.4.3 Propagación masiva del hongo para acondicionamiento (cultivo en medio líquido)	32
3.5 Evaluación del proceso de biofiltración sobre los materiales orgánicos autóctonos seleccionados	32
3.5.1 Montaje de los desarrollos experimentales para la biofiltración	32
3.5.2 Empaque con los materiales seleccionados	33
3.5.3 Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros	33
3.5.3.1 Determinación de los espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida	34
3.5.3.2 Determinación de la carga hidráulica (volumétrica)	34
3.5.3.3 Determinación del tiempo de residencia hidráulica	34
3.5.4 Parámetros de operación	35
3.5.5 Seguimiento de los sistemas de biofiltración	35
3.5.5.1 Métodos de análisis	35
3.6 Montaje de un biofiltro de pulimento	36
3.7 Comparación del funcionamiento de los diferentes materiales en los biofiltros	37

	<b>Página</b>
3.7.1 Comparación estadística	37
<b>CAPÍTULO 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>38</b>
4.1 Selección de materiales con potencial para la biofiltración fúngica	39
4.1.1 Determinación de la flora y uso del suelo en el estado de Morelos	39
4.1.1.1 Localización del estado de Morelos	39
4.1.1.2 Uso de suelo	40
4.1.1.3 Principales ecosistemas	41
4.1.1.4 Lista de materiales seleccionados	41
4.1.2 Búsqueda bibliográfica de materiales	42
4.1.2.1 Elección de materiales filtrantes	43
4.1.3 Caracterización de los materiales	45
4.1.3.1 Pruebas de porosidad	45
4.1.3.2 Caracterización físico-química de los lixiviados y pruebas de conductividad hidráulica	46
4.1.3.2.1 Comportamiento del pH	46
4.1.3.2.2 Comportamiento de la conductividad	47
4.1.3.2.3 Comportamiento de la turbiedad	47
4.1.3.2.4 Comportamiento de la DQO	48
4.1.3.2.5 Comportamiento de la temperatura	50
4.1.3.2.6 Comportamiento de la pérdida de carga	50
4.1.3.2.7 Comportamiento de los caudales de entrada y salida	51
4.1.3.2.8 Curvas de adsorción	52
4.1.3.3 Pruebas toxicológicas	56
4.1.3.4 Pruebas de resistencia mecánica	57
4.1.4 Selección de los mejores materiales orgánicos para la biofiltración	58
4.2 Selección del colorante azo	61
4.2.1 Búsqueda bibliográfica de los colorantes más utilizados	61
4.3 Caracterización del colorante seleccionado	62
4.3.1 Estructura química	62
4.3.2 Características físico-químicas	62
4.3.3 Espectro de absorción y curva de calibración del colorante	63

---

---

	<b>Página</b>
4.3.4 Determinación de la concentración presente en el agua residual	63
4.3.5 Características toxicológicas	64
4.4 Evaluación del proceso de biofiltración fúngica sobre los materiales orgánicos autóctonos seleccionados para el tratamiento de agua residual con colorantes azo	64
4.4.1 Concentración de colorante	66
4.4.2 Demanda química de oxígeno	69
4.4.3 Toxicidad	72
4.4.4 Compuestos orgánicos semivolátiles	73
4.4.5 Microorganismos mesófilos aerobios	74
4.4.6 pH	75
4.4.7 Conductividad	76
4.4.8 Nitrógeno amoniacal	77
4.4.9 Temperatura	79
4.4.10 Pérdida de carga	79
4.5 Comparación estadística	80
<b>CAPÍTULO 5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	<b>82</b>
5.1 Conclusiones	83
5.2 Recomendaciones	85
<b>ANEXOS</b>	<b>86</b>
<b>ANEXO I. Características de materiales seleccionados con potencial para la biofiltración fúngica</b>	<b>87</b>
I.1 Agave	87
I.2 Bagazo de caña de azúcar	88
I.3 Bambú	90
I.4 Bugambilia	91
I.5 Carrizo	93

---

---

---

---

	<b>Página</b>
I.6 Casahuate	94
I.7 Cascarilla de arroz	95
I.8 Ceiba	98
I.9 Composta	100
I.10 Fibra de coco	102
I.11 Ficus	103
I.12 Guamúchil	104
I.13 Jacaranda	105
I.14 Lirio acuático	107
I.15 Tabachín	109
I.16 Vermicomposta	110
<b>ANEXO II.</b> Cálculos para la determinación de la porosidad <i>in situ</i> del medio filtrante (Etapa: Selección de materiales)	112
<b>ANEXO III.</b> Cálculos para la determinación de la porosidad <i>in situ</i> del medio filtrante y el tiempo de residencia hidráulica de los biofiltros (Etapa: Biofiltración sobre materiales orgánicos autóctonos)	114
<b>ANEXO IV.</b> Análisis de varianza	119
<b>ANEXO V.</b> Resultados analíticos de la operación de los reactores para la caracterización de los materiales orgánicos autóctonos	128
<b>ANEXO VI.</b> Resultados analíticos de la operación de los biofiltros para el tratamiento de agua residual con colorante azo	132
<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	143

---

---

---

---

## ÍNDICE DE TABLAS

	<b>Página</b>
1.1 Tratamiento con ozono	9
1.2 Tratamiento con carbón activado	9
1.3 Tratamiento mediante procesos de membranas	10
1.4 Tratamiento con coagulación-floculación	10
1.5 Características físicas de la turba	19
1.6 Características químicas de la turba	20
3.1 Programa de monitoreo y control	35
3.2 Técnicas utilizadas	36
4.1 Resumen de las características de los medios orgánicos	44
4.2 Porcentaje de porosidad de los diferentes materiales orgánicos	46
4.3 Toxicidad de los diferentes materiales orgánicos	56
4.4 Resumen de pH, pérdida de carga y altura del lecho	58
4.5 Resumen de conductividad, caudal del efluente y DQO	59
4.6 Granulometría y contenido de lignina y celulosa en los materiales orgánicos	60
4.7 Características típicas de los colorantes directos	61
4.8 Caracterización física del colorante azul directo 2	62
4.9 Caracterización del agua residual de teñido	64
4.10 Toxicidad del agua residual de teñido	64
4.11 Cargas orgánicas volumétricas aplicadas durante la fase experimental	66
4.12 Toxicidad de los efluentes de los biofiltros	72
4.13 Genotoxicidad de los efluentes de los biofiltros	72
4.14 Compuestos orgánicos semivolátiles	74
4.15 Microorganismos mesófilos presentes en los biofiltros	75
4.16 Resumen de los resultados del análisis de varianza	80

---

---

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Página</b>
1.1 Cromóforo de trifenilmetano	7
1.2 Cromóforo de xanteno	7
1.3 Comportamiento de la remoción de color del colorante NA24 para tres biofiltros A)Paja, B) Turba y C) Plástico	15
1.4 Comportamiento de la remoción del colorante NA24 en un biofiltro empacado con turba	15
1.5 Biofiltración sobre medio orgánico para el tratamiento de efluentes líquidos	17
1.6 Fotografía de la turba	19
3.1 Diagrama del reactor utilizado	27
3.2 Esquema de los biofiltros	33
3.3 Curva teórica de espacios vacíos vs caudal	34
4.1 División geográfica del estado de Morelos	39
4.2 Carta de uso de suelo y vegetación	40
4.3 Fotografía de los reactores con diferentes materiales orgánicos	45
4.4 Comportamiento del pH	46
4.5 Comportamiento de la conductividad	47
4.6 Comportamiento de la turbiedad	48
4.7 Fotografía de los efluentes de los reactores	48
4.8 Comportamiento de la DQO	49
4.9 Comportamiento de la temperatura	50
4.10 Comportamiento de la pérdida de carga	51
4.11 Comportamiento del caudal	52
4.12 Curva de adsorción del colorante AD2 en la fibra de coco	52
4.13 Curva de adsorción del colorante AD2 en el bagazo de caña	53
4.14 Curva de adsorción del colorante AD2 en el tabachín	53
4.15 Curva de adsorción del colorante AD2 en la Jacaranda	53
4.16 Curva de adsorción del colorante AD2 en el casahuate	54
4.17 Curva de adsorción de $\text{NH}_4^+$ en la fibra de coco	54
4.18 Curva de adsorción de $\text{NH}_4^+$ en el bagazo de caña	55
4.19 Curva de adsorción de $\text{NH}_4^+$ en el tabachín	55
4.20 Curva de adsorción de $\text{NH}_4^+$ en la jacaranda	55
4.21 Curva de adsorción de $\text{NH}_4^+$ en el casahuate	56
4.22 Comportamiento de la compactación	58
4.23 Estructura química del colorante AD2	62
4.24 Curva de calibración del colorante azul directo2	63
4.25 Concentración real <i>versus</i> concentración teórica	63
4.26 Fotografía de los biofiltros	65
4.27 Fotografía del biofiltro BF3	66
4.28 Comportamiento del colorante	67
4.29 Porcentaje de remoción del colorante	68
4.30 Comportamiento de la DQO en el BFT	69
4.31 Comportamiento de la DQO en el BF1	70
4.32 Comportamiento de la DQO en el BF2	70

---

---

---

---

	<b>Página</b>
<b>4.33</b> Comportamiento de la DQO en el BF3	71
<b>4.34</b> Porcentaje de remoción de la DQO	71
<b>4.35</b> Comportamiento del pH	76
<b>4.36</b> Comportamiento de la conductividad	77
<b>4.37</b> Comportamiento del NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	78
<b>4.38</b> Porcentaje de remoción del NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	79
<b>4.39</b> Comportamiento de la temperatura	79
<b>4.40</b> Comportamiento de la pérdida de carga	80

---

---

## RESUMEN

Se evaluó la capacidad de diferentes materiales orgánicos de zonas tropicales y subtropicales para ser usados como medios de soporte para el hongo Pleurotus ostreatus en un sistema de biofiltración para el tratamiento de un agua residual con un colorante tipo azo. La investigación se llevó a cabo en tres etapas: Selección de los materiales orgánicos, selección del colorante tipo azo y evaluación del proceso de biofiltración. En la primera etapa se realizó una búsqueda bibliográfica de los materiales orgánicos autóctonos del estado de Morelos, y de sus principales características fisicoquímicas. A partir de los datos recopilados se seleccionaron cinco materiales: fibra de coco, bagazo de caña de azúcar, tabachín, jacaranda y casahuate, a los cuales, se les realizaron pruebas de caracterización fisicoquímica, porosidad, conductividad hidráulica, toxicológicas y de resistencia mecánica. Las pruebas se realizaron en columnas de acrílico de 1.8 m de altura y 15.24 cm de diámetro, los cuales fueron empacados con los diferentes materiales (triturados y tamizados). Se encontró que la fibra de coco y el bagazo de caña presentaron una importante capacidad de retención de humedad; las maderas (tabachín, jacaranda y casahuate) presentan una baja capacidad de retención de humedad; todos los materiales presentan una relación porcentual lignina/celulosa aproximadamente de 40/60. La porosidad *in situ* fue menor para el bagazo y para el Tabachin. Los materiales que presentan una mayor compactación son el bagazo de caña y el casahuate. Todos los materiales se lavan y generan lixiviados de color, la generación de color dura alrededor de 40 días para todos los materiales. Con los resultados de esta etapa se concluyó que se utilizarían mezclas de los materiales orgánicos para ser utilizados en la etapa de biofiltración, puesto que las maderas confieren la rigidez estructural que necesita el medio para resistir largos periodos de operación sin degradarse y las fibras confieren mejor continuidad capilar de los líquidos en tratamiento. Se propuso preparar dos mezclas diferentes como sigue: biofiltro 1 (BF1) estuvo constituido por una mezcla con relación porcentual de tabachín y fibra de coco 50/50 y biofiltro 2 (BF2) estuvo constituido por jacaranda, casahuate y bagazo de caña en una relación porcentual 40/40/20. En la segunda etapa se llevó a cabo una revisión bibliográfica de los colorantes azo más utilizados en la industria textil, encontrando que el colorante azul directo 2 (AD2) es utilizado para teñir principalmente el algodón (específicamente la mezcilla), la seda y el nylon. Este colorante es producido en el estado de Morelos por empresas de colorantes y es utilizado en industrias textiles de mezcilla, tiene un matiz de violeta profundo a negro que al estar presente aún en pequeñas cantidades produce una fuerte coloración, además se ha encontrado que es potencialmente cancerígeno para el ser humano. Por estas razones se determinó evaluar la decoloración de este colorante utilizando hongos sobre un material de soporte orgánico. En la tercera etapa, se montaron 4 biofiltros experimentales dos fueron empacados con las mezclas de materiales orgánicos autóctonos antes mencionadas; el tercer BF fue empacado con turba, (biofiltro testigo, BFT), pues este material ha sido probado anteriormente para el tratamiento de colorantes tipo azo obteniéndose buenos resultados; un cuarto biofiltro de pulimento para los efluentes de los tres biofiltros anteriores, fue empacado con tabachín y bagazo de caña en una relación porcentual 70/30 (BF3). Los 4 biofiltros fueron inoculados con el hongo Pleurotus ostreatus, y operados durante 225 días con un caudal de 2 L·d<sup>-1</sup> de agua residual y un caudal de aireación de 250 mL·min<sup>-1</sup>. Se alimentaron con un efluente sintético de 1500 mg·L<sup>-1</sup> de colorante AD2. Los resultados demuestran que el BF1 presentó un comportamiento más estable durante la fase experimental removiendo un porcentaje de

---

---

---

---

colorante y de DQO de 95% y 40%, respectivamente. Al realizar un análisis de varianza se encontró que el BF2 y el BFT no presentaron diferencias significativas en cuanto a la remoción de colorante y DQO, en cuanto al análisis realizado para comparar la remoción del BFT y el BF1 sí se encontraron diferencias significativas, analizando estos resultados se encontró que las diferencias se deben a que el BF1 remueve un mayor porcentaje de DQO y colorante, con lo que se concluye que el BF1 funcionó mejor que los otros dos. También se encontró que el biofiltro de pulimento (BF3) cumple su función ya que elimina completamente la toxicidad y la genotoxicidad que no son eliminadas por completo en los primeros biofiltros. El efluente final después del pulimento presentó una concentración de  $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , lo que nos da una remoción global del 98.6% de colorante AD2 (partiendo de la concentración inicial de  $1500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ) y una remoción global de la DQO del 43%. La baja remoción de DQO se puede deber a las sustancias que se están generando dentro de los biofiltros, así como las generadas por la degradación de los materiales y la acción enzimática y que contribuyen al incremento de la DQO, lo cual puede corroborarse con los resultados de remoción de colorante. De acuerdo a los resultados anteriores se recomienda el uso de biofiltros inoculados con el hongo Pleurotus ostreatus y empacados con materiales orgánicos autóctonos para el tratamiento de agua residual con colorantes tipo azo.

**Palabras clave:** biofiltración sobre materiales orgánicos, colorante tipo azo, Pleurotus ostreatus.

### ABSTRACT

The capacity of different organic materials from tropical and subtropical zones was evaluated to be used like means of support for the fungus Pleurotus ostreatus in a system of biofiltration for the treatment of a residual water with a dye azo. The investigation was carried out in three stages: Selection of the organic materials, selection of the dye azo and evaluation of the biofiltration process. In the first stage a bibliographical search of the native organic materials of the state of Morelos, and its main physical and chemical characteristics was made. From the collected data five materials were selected: Coco fiber, sugar cane bagasse, tabachín, jacaranda and casahuate, to which, proofs of physical and chemical characterization, porosity, hydraulic conductivity, toxicology and of mechanical resistance were made to them. The proofs were made in acrylic columns of 1.8 m of height and 15.24 cm of diameter, which were packed with the different materials (crushed and sifted). One was that the fiber of the coco and the cane bagasse presented an important capacity of humidity retention; the wood (tabachín, jacaranda and casahuate) present a low capacity of humidity retention; all the materials approximately present a lignina/celulosa percentage relation of 40/60. The porosity *in situ* was smaller for the bagasse and the tabachin. The materials that present a greater compaction are the cane bagasse and casahuate. All the materials are washed and generated leached of color, the hard generation of color around 40 days for all the materials. With the results of this stage one concluded that mixtures of the organic materials would be used to be used in the biofiltration stage, since the wood confer the structural rigidity that needs the average one to resist long periods of operation without degrading itself and the fibers confer better hair continuity of the liquids in treatment. One seted out to prepare two different mixtures as it follows: biofilter 1 (BF1) was constituted by a mixture with percentage relation of tabachín and fiber of coco the 50/50 and biofilter 2 (BF2) was constituted by jacaranda, casahuate and bagasse

---

---

of cane in a percentage relation 40/40/20. In the second stage a bibliographical revision of the colorantes azo used was carried out more in the textile industry, finding that direct blue dye 2 (AD2) is used to mainly dye the cotton (specifically pants), the silk and nylon. This dye is produced in the state of Morelos by companies of dyes and is used in textile industries of pants, has a deep shade of black violet that when present being still in small amounts produces a strong coloration, in addition has been that the human being is potentially cancerogenic. For these ratios it was determined to evaluate the decoloración of this colorante using fungi on a material of organic support. In the third stage, 4 experimental biofilters two mounted were packed with the mixtures of native organic materials before mentioned; the third BF was packed with crowd, (biofiltro witness, BFT), because this material has been proven previously for the treatment of dyes azo obtaining good results; a quarter biofilter of polish for the effluents of the three previous biofilters, was packed with tabachín and bagasse of cane in a percentage relation 70/30 (BF3). The 4 biofilters were inoculated with the fungus Pleurotus ostreatus and operated during 225 days with a 2 volume of  $L \cdot d^{-1}$  of residual water and flow air 250 of  $mL \cdot min^{-1}$ . They were fed with a synthetic effluente of  $1500 \text{ mg} \cdot L^{-1}$  of dye AD2. The results demonstrate respectively that the BF1 presented a more stable behavior during the experimental phase removing a percentage of dye and DQO of 95% and 40%. When making a variance analysis was that the BF2 and the BFT did not present significant differences as far as the dye removal and DQO, as far as the made analysis to compare the removal of the BFT and the BF1 yes were significant differences, analyzing these results was that the differences must to that the BF1 removes a greater percentage of DQO and dye, with which concludes that the BF1 worked better than the other two. Also one was that biofilter of polish (BF3) acts its as since it completely eliminates the toxicity and the genotoxicology that are not eliminated completely in the first biofilters. The final effluent after the polish presented a concentration of  $20 \text{ mg} \cdot L^{-1}$  which gives a global removal of the 98,6% of dye AD2 (starting off of the initial concentration of  $1500 \text{ mg} \cdot L^{-1}$ ) and one global removal us of the DQO of 43%. The low removal of DQO can have to the substances that are being generated within the biofilters, as well as generated by the degradation of the materials and the enzymatic action and that contribute to the increase of the DQO, which can be corroborated with the results of dye removal. According to the previous results the use of biofilters inoculated with the fungus Pleurotus ostreatus and packed with native organic materials for the residual water treatment with dye azo is recommended.

**Keywords:** Biofiltration on organic materials, dye azo, Pleurotus ostreatus.

---

---

**CAPÍTULO 1**  
**ANTECEDENTES**

---

---

## 1.1 INTRODUCCIÓN

Un colorante es cualquier sustancia utilizada para colorear tejidos, tintas, productos alimenticios y otras sustancias.

La producción total de colorantes durante 1997 en México fue de 129,916 toneladas, correspondiendo 9,490 a los colorantes, 18,133 a los pigmentos y 102,093 al bióxido de titanio. El total de consumo fue de 76,286 toneladas durante 1997, de las cuales 20,406 correspondieron a colorantes, 18,552 a pigmentos y 37,328 a bióxido de titanio. Las principales empresas con mayor producción de pigmentos y colorantes en el país son Bayer de México, Clariant y Ciba especialidades (IMTA, 2000).

En la actualidad una gran cantidad de colorantes provenientes de la industria textilera, curtidora, alimenticia y del papel son vertidos a las aguas residuales.

A nivel mundial se generan aproximadamente 700,000 toneladas anuales de colorantes, de las cuales el 15% es perdido en los efluentes de las industrias, lo que equivale a una liberación en el ambiente de 28.7 toneladas diarias de colorante (Anliker y Moser, 1987).

El 70% de los colorantes que se utilizan en la actualidad corresponden a los colorantes del grupo azo, los cuales se caracterizan por el cromóforo  $-N=N-$ , por un enlace doble y dos anillos aromáticos en su estructura.

En general, las moléculas de los colorantes utilizados en la actualidad son estructuras muy variadas y complejas. La mayoría de ellos son de origen sintético, muy solubles en agua, altamente resistentes a la acción de agentes químicos y poco biodegradables, por lo que se hace cada vez más difícil removerlos de las aguas residuales.

Una gran proporción de los colorantes no son directamente tóxicos para los organismos vivos; sin embargo, la fuerte coloración que imparten a los medios de descarga provoca que la luz del sol sea reflejada produciendo interferencia con la vida acuática, ya que afecta las actividades microbianas y la realización de la fotosíntesis, por lo que su presencia debe ser controlada (Dávila-Solano et al., 2003).

### 1.1.1 Normatividad

En México, las descargas de aguas residuales a cuerpos receptores de las industrias de colorantes y pigmentos, tanto de la fabricación como de la utilización no están regidas por la norma NOM-001-SEMARNAT-1996 que establece los límites máximos permisibles de pH, DBO<sub>5</sub>, grasas y aceites, sólidos sedimentables y sólidos suspendidos totales (DOF, 1996). En cuanto a las descargas de colorante sólo indica que se establecerán condiciones particulares a la industria cuando se considere necesario.

Comparando con las normativas de otros países se sabe que la comisión de la Unión Europea emitió en el año 2002 una directiva que prohíbe a partir de junio de 2004 la distribución y empleo de los colorantes textiles azo, pues en el año 2002 se demostró su carácter cancerígeno, evidenciando también que estas sustancias son dañinas para el medio

---

---

---

---

ambiente, en especial el agua, en la que es una amenaza para los peces y otros organismos (Boletín UE 12-1999, Comisión de las Comunidades Europeas).

En Estados Unidos algunos colorantes están clasificados como sustancias peligrosas por la US EPA, entre estos colorantes encontramos a los colorantes azo como más peligrosos (US EPA, 2003).

### **1.1.2 Sistemas de tratamiento utilizados para la remoción de colorantes**

Para la eliminación de los colorantes presentes en las aguas residuales se han estudiado diversos métodos de tratamiento, tanto físico-químicos como biológicos. En los sistemas físico-químicos utilizados encontramos la coagulación-floculación, procesos de separación por membranas, adsorción con carbón activado, ozonación, radiación UV y oxidación química con reactivo de fenton.

En el caso de los sistemas biológicos encontramos los convencionales como lodos activados, filtros percoladores, biodiscos y sistemas lagunares, en los cuales los colorantes no son eliminados ya que tienen una gran persistencia en el ambiente y los sistemas antes mencionados no son eficientes para romper las moléculas del colorante.

Por otra parte, los procesos anaerobios rompen las moléculas de color a través de oxidaciones o reducciones parciales, las cuales pueden generar productos secundarios (metabolitos intermediarios) altamente tóxicos (Mansilla et al., 2001). Razón por lo cual es muy importante desarrollar nuevos procesos de tratamiento especiales para este tipo de contaminantes.

En el Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) a partir del año 2002 se ha comenzado a trabajar en la degradación de colorantes “azo” provenientes de efluentes industriales, mediante diversos sistemas de tratamiento tanto convencionales (sistema de lodos activados) como no convencionales (decoloración fúngica y combinaciones con oxidación química y fotocatalítica) (Moeller et al., 2002; Moeller y Garzón, 2003). Resultados muy prometedores han sido obtenidos mediante el proceso de biofiltración por percolación utilizando como inóculo el hongo Phanerochaeta chrysosporium (Dávila-Solano et al., 2003) soportado en una cama de turba para el eliminar el colorante Naranja ácido 24 (NA24). Las eficiencias de remoción de color fueron superiores al 99%, sin embargo esta remoción no fue constante. Por ello se continuó trabajando para estabilizar el funcionamiento del sistema a través del estudio de los parámetros de operación y los resultados más recientes (Garzón y Moeller, 2005), demuestran la degradación de color y materia orgánica de forma continua en biofiltros empacados con turba e inoculados tanto con el hongo Pleurotus ostreatus como con Phanerochaeta chrysosporium.

A pesar de que el sistema de tratamiento ha demostrado ser eficiente y estable, el material orgánico de soporte utilizado, la turba, es principalmente producido en Canadá, Estados Unidos y algunos países de Sudamérica, por lo que los costos de construcción del sistema se elevan y pueden presentarse, además, problemas de abastecimiento de dicho material.

---

---

Razones que hacen necesaria la búsqueda de un material que lo remplace, por lo cual, el objetivo principal de este trabajo fue realizar las investigaciones necesarias para encontrar un material autóctono adecuado para la biofiltración de efluentes con colorantes azo.

Para ello se utilizaron dos sistemas de biofiltración empacados con diferentes materiales orgánicos autóctonos de zonas tropicales y subtropicales del país y uno empacado con turba, el cual funcionó como biofiltro testigo; los tres biofiltros fueron inoculados con el hongo Pleurotus ostreatus y alimentados con agua residual con colorante azul directo 2 (AD2), midiendo principalmente la concentración de colorante y la demanda química de oxígeno (DQO).

## 1.2 LOS COLORANTES

Los colorantes son sustancias de color intenso que pueden usarse para producir un alto grado de coloración cuando se dispersan en otros materiales o se hacen reaccionar con los mismos por medio de un proceso que destruye la estructura cristalina de la sustancia. La característica de las moléculas de un colorante es que absorben fuertemente una radiación en la región visible del espectro de luz.

El uso principal de los colorantes es el teñido de textiles, aunque se consumen cantidades sustanciales para colorear materiales tales como cuero, papel, plásticos, productos del petróleo y alimentos.

### 1.2.1 Clasificación de los colorantes

Los colorantes se clasifican de acuerdo con su método de aplicación. El mejor método de clasificación disponible es el que se basa en el Índice de Color (Colour Index), publicación patrocinada por la Sociedad de Tintoreros y Coloristas (Inglaterra) y la Asociación Americana de Químicos y Coloristas Textiles (The Society of Dyers and Colourists, 1971).

- **Colorantes directos:** son un tipo de productos que se adsorben fuertemente sobre la celulosa. Por lo general tienen grupos de ácido sulfónico, pero no se consideran como colorantes ácidos debido a que estos grupos no se usan como medios de unión a la fibra. Los colorantes directos son moléculas grandes, planas y lineales que pueden penetrar a las regiones amorfas de la celulosa hinchadas por el agua y orientarse a sí mismas paralelamente a las regiones cristalinas. Con frecuencia se usa una sal común o sal de Glauber para promover el teñido, puesto que la presencia de un exceso de iones de sodio favorece el establecimiento del equilibrio, quedando en la cuba de teñido un mínimo de colorante. Puesto que los colorantes directos se unen a las fibras celulósicas por adsorción, el proceso de teñido es reversible, a menos que se proceda a un postratamiento con resinas y agentes de fijación de los colorantes, los colorantes directos como grupo tienen poca resistencia al lavado. Se usan principalmente debido a que son económicos y de fácil aplicación.
- **Colorantes reactivos:** son una clase de colorantes relativamente nueva que forman enlaces covalentes con las fibras que poseen grupos oxhidrilo o amino. Uno de los tipos de colorante reactivo más importante contiene átomos de cloro que reaccionan

---

---

con los grupos oxhidrilo de la celulosa cuando se aplica en presencia de un álcali. Se cree que se establece un enlace de éter entre el colorante y la fibra. Otro importante tipo de colorante reactivo se basa en grupos vinilo activados, que reaccionan con un oxhidrilo celulósico en presencia de una base. Los colorantes reactivos exhiben una resistencia al lavado excelente, puesto que el colorante pasa a formar parte de la fibra. Las otras propiedades dependen de la estructura de los grupos colorantes de la molécula y de los métodos usados para enlazarlos a la parte reactiva.

- **Colorantes sulfurosos:** son materiales insolubles que es necesario reducir con sulfuro de sodio antes de usarlos. En su forma reducida son solubles y exhiben una buena afinidad por la celulosa. Su acción de teñido es por adsorción, pero al exponerse al aire se oxidan para volver a formar el colorante original insoluble en el interior de la fibra. De esta manera, se vuelven muy resistentes al desteñido por lavado. Se desconoce la constitución exacta de la mayoría de los colorantes de azufre, aunque se han establecido exactamente las condiciones requeridas para reproducir ciertos tipos. Son muy económicos, producen una buena resistencia al lavado. Sin embargo, su brillantez y su resistencia al blanqueado suelen ser pobres.
- **Colorantes dispersos:** son colorantes no iónicos que tienen una baja solubilidad en agua y que son capaces de disolverse en ciertas fibras sintéticas. Su atracción por las fibras se basa en la formación de una solución sólida que, puesto que no está cargada, no tiene tendencia a formar uniones salinas. Los colorantes dispersos se usan en la actualidad principalmente para fibras de poliéster, aunque en principio se desarrollaron para fibras de acetato de celulosa y poliamida. Los colorantes dispersos pasan a través de una forma monomolecular durante el proceso de teñido. Esto significa que, al aplicarse en un baño acuoso, deben tener una solubilidad finita en las condiciones del teñido. Esto limita el tamaño y la polaridad de las moléculas que se usan. Los mecanismos de teñido se basan en procesos de equilibrio, cuyo resultado neto es que el colorante pasa de un estado sólido a una disolución en la fibra.
- **Colorantes básicos o catiónicos:** se unen a las fibras por formación de uniones salinas con los grupos aniónicos o ácidos de las fibras. Los colorantes básicos son aquellos en los cuales se verifica la protonación de un grupo básico amino en las condiciones ácidas de la cuba de teñido.
- **Colorantes a la cuba o a la tina:** al igual que los colorantes de azufre, son materiales insolubles. Se reducen con hidrosulfito de sodio en un medio fuertemente alcalino, para producir una forma soluble que tiene afinidad por la celulosa. Esta operación de reducción se solía llevar a cabo en cubas o tinas de madera, lo cual dio origen a su nombre. Después de que el colorante reducido ha sido absorbido en la fibra, se reforma el colorante insoluble original con una oxidación por medio de aire o sustancias químicas. Los teñidos que se producen de esta manera son muy resistentes al lavado, y en muchos casos, los colorantes se diseñan de tal manera que

---

---

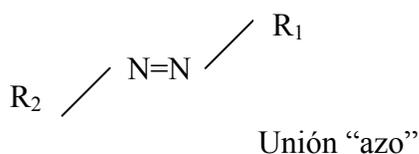
también sean resistentes a la luz y al blanqueo. Los colorantes a la tina son bastante costosos y deben aplicarse con precaución.

- **Colorantes ácidos:** dependen de la presencia de uno o más grupos ácidos para poder unirse a las fibras textiles. Estos grupos suelen ser ácido sulfónicos, que sirven para que el colorante sea soluble en agua. Los colorantes ácidos se usan para teñir fibras que contienen grupos básicos, tales como algodón, sedas y poliamidas. Por lo general, los colorantes ácidos pueden desprenderse de las fibras por un simple lavado.

Los colorantes exhiben color debido a su capacidad para absorber luz de la región visible del espectro, esto es, de longitudes de onda entre 4000 y 8000 Å. La absorción se debe a las transiciones electrónicas en las moléculas y sólo puede ocurrir en el espectro visible cuando los electrones tienen cierto grado de movilidad. Esta movilidad depende del grado de insaturación y resonancia. La principal unidad estructural de un colorante, que es siempre no saturada, recibe el nombre de cromóforo y al compuesto que contiene un cromóforo se le llama cromógeno. Cualquier átomo o grupo sustituyente que aumente la intensidad del color es un auxocromo. Un auxocromo también puede servir para desplazar la banda de absorción de un cromóforo hacia una longitud de onda mayor o puede participar en el proceso de solubilización del colorante y de adherencia a las fibras. Los colorantes se clasifican de acuerdo al cromóforo que contienen de la siguiente manera (Manual de Riegel de Química Industrial, 1984).

### 1.2.1.1 Colorantes “azo” o azoicos

Los colorantes azoicos se caracterizan por el cromóforo conocido como azo -N=N- unido por un enlace doble y dos anillos aromáticos en su estructura. Estos colorantes son sintetizados a partir de sustancias denominadas arilaminas (aminas aromáticas). Algunas de estas aminas son cancerígenas para el hombre (Wittcoff y Reuben, 1991).



El grupo de colorantes “azo” o azoicos, incluye cientos de colorantes comerciales de diversos tipos de aplicación.

El principal método de formación de los colorantes azoicos implica la unión de las sales de diazonio con fenoles naftoles y aminas aromáticas primarias, seguida de un acoplamiento con derivados amínicos o hidroxílicos de hidrocarburos aromáticos con ciertos compuestos cetónicos alifáticos. Estos compuestos pueden tener varios tipos de sustituyentes como alcohol, alcoxilo, halógeno o ácido sulfónico. Debido al gran número de combinaciones de compuestos, que casi siempre pueden variar también en su secuencia, la diversidad de posibles colorantes azoicos es casi infinita.

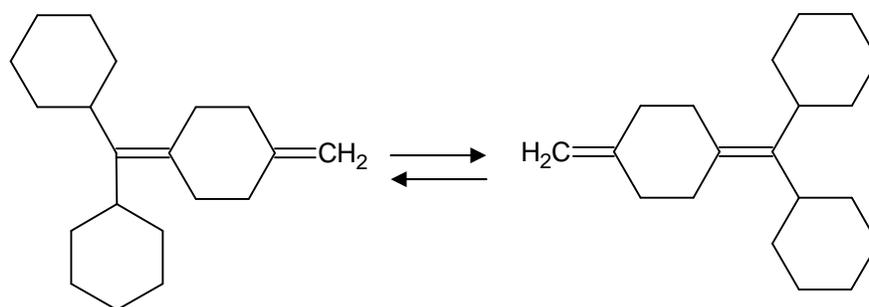
---

---

La formación de productos diazonio se produce al hacer reaccionar ácido nitroso,  $\text{HNO}_2$ , con un grupo amino aromático primario en medio ácido. Por lo general, se usa ácido sulfúrico o clorhídrico y el ácido nitroso se genera con nitrito de sodio.

### 1.2.1.2 Colorantes de trifenilmetano

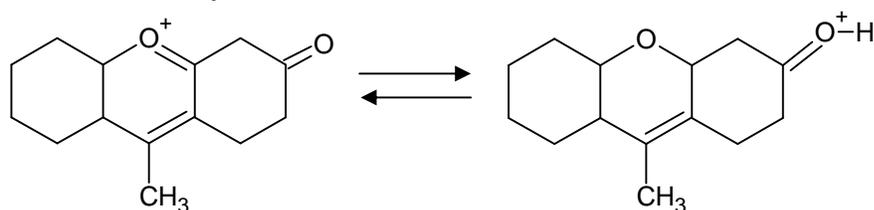
Los colorantes de trifenilmetano están caracterizados por un cromóforo altamente estabilizado por resonancia, tal como la estructura que se muestra a continuación (Fig. 1.1). Son uno de los grupos de colorantes más intensos y brillantes que existen, pero generalmente exhiben poca solidez a la luz. La excepción son las fibras acrílicas, que se tiñen con tonos claros y brillantes a base de colorantes de trifenilmetano que resultan bastante resistentes a la acción de la luz.



**Figura 1.1** Cromóforo de trifenilmetano

### 1.2.1.3 Colorantes de xanteno

El cromóforo de los colorantes de xanteno corresponde a la estructura estabilizada por resonancia de la Figura 1.2. Otros grupos relacionados con los colorantes de xantenos son las acridinas, azinas, oxazinas y tiazinas.



**Figura 1.2** Cromóforo de xanteno

### 1.2.1.4 Colorantes de antraquinona

Los colorantes a base de antraquinona y otras quinonas aromáticas policíclicas tienen gran importancia. Muchos de los colorantes ácidos con solidez a la luz, mordientes, dispersos y a la tina, corresponden a esta categoría. El cromóforo es el grupo quinoide,  $\text{C=O}$ .

---

---

---

---

### **1.2.1.5 Colorantes de indigoides y tioindigoides**

El compuesto predecesor del grupo de colorantes indigoides, el índigo, es un colorante de uso común desde tiempos prehistóricos. El índigo natural se obtiene de una planta, la Indigofera. Puede reducirse por fermentación así como por medio del método moderno basado en hidrosulfito de sodio y sosa cáustica. Una vez reducido, puede aplicarse a fibras celulósicas para después oxidarlo y obtener teñidos azules de gran brillantez. El índigo natural ha dejado de tener importancia industrial, pero el colorante sintético se produce en grandes cantidades para teñidos azules de algodón a bajo costo. La forma oxidada también se usa como pigmento.

### **1.2.1.6 Colorantes de azufre**

Los colorantes de azufre son materiales de constitución desconocida que pueden aplicarse a fibras cuando se reducen con sulfuro de sodio. La mayor parte son insolubles en agua antes de la reducción. La reducción los solubiliza y pueden absorberse en las fibras para después oxidarse por la acción del aire y volver a insolubilizarse. Aunque no se pueden escribir las estructuras de estos colorantes, los métodos para reproducir los tipos individuales son bastante precisos.

## **1.2.2 Tecnologías aplicadas para la remoción de colorantes**

Para la degradación de los colorantes se han utilizado diversos sistemas de tratamiento, a continuación haremos una reseña de los más importantes.

### **1.2.2.1 Sistemas de tratamiento físico-químico**

Se han utilizado diferentes procesos avanzados de oxidación para la degradación química de los colorantes: ozono, ozono combinado con radiación UV, peróxido de hidrógeno/UV y fotocátalisis heterogénea.

En un estudio realizado por Applin y Waite (2000) se encontró que el proceso de ozonación es más eficaz para remover colorantes de efluentes industriales que el proceso de Fenton y foto-Fenton. Perkowski et al. (1996) utilizaron ozono para oxidar un efluente que contenía dos colorantes de tipo “azo” y uno del tipo antraquinona. La remoción de color alcanzó el 93% después de 120 minutos de tratamiento, mientras que la disminución de la carga orgánica no superó el 22%. El tratamiento biológico del efluente decolorado de esta forma, redujo la DQO en un 43% adicional.

Arslan et al. (1999) utilizaron  $O_3$ ,  $H_2O_2/O_3$  y  $H_2O_2/UV$  en el tratamiento de un efluente que contenía 6 colorantes reactivos y observaron que el ozono remueve más rápidamente el color de la solución, mientras que la carga orgánica es removida más eficientemente por  $H_2O_2/UV$ . Gregor (1998) estudió la eficiencia de los sistemas  $O_3$ ,  $H_2O_2/O_3$  y  $H_2O_2/UV$  para tratar 4 efluentes que contenían mezclas de colorantes tipo ácido, complejo metálico y disperso. Los mejores resultados obtenidos muestran que el sistema  $O_3/UV$  elimina el 78% del color y el 74% de la DQO en 15 minutos, mientras que el empleo de  $H_2O_2/UV$  alcanza eliminaciones de 94% tanto en color como en DQO en el mismo tiempo de tratamiento. La

combinación con una etapa biológica posterior conduce a una decoloración total de la solución y a una reducción del 97% de la carga orgánica.

Las Tablas 1.1 a 1.4 muestran los resultados de un estudio realizado por Marmagne y Coste (1996) para encontrar la remoción de color de varios colorantes mediante diferentes técnicas de tratamiento.

**Tabla 1.1** Tratamiento con ozono (Marmagne y Coste, 1996)

<b>Colorante</b>	<b>Remoción de DQO (%) (Inicial-Final)*</b>	<b>Remoción de Color (%) (Inicial-Final)</b>
Azul disperso 56	4.0-34.1	1.4-99.6
Amarillo disperso 235	18.5-36.1	3.2-11.5
Café ácido 298	58.6-72.4	86.1-98.7
Negro ácido 142	21.8-72.4	66.7-99.3
Azul reactivo 204	13.0-67.3	83.2-99.7
Azul reactivo 209	19.4-45.8	90.1-99.0
Rojo reactivo 184	24.3-85.2	83.2-99.7
Azul reactivo 41	25.8-44.8	69.0-99.5
Azul reactivo 49	50.6-85.9	95.9-99.4

\*(Inicial-final= remoción al inicio del experimento-remoción al final del experimento)

**Tabla 1.2** Tratamiento con carbón activado (Marmagne y Coste, 1996)

<b>Colorante</b>	<b>Remoción de DQO (%)</b>	<b>Remoción de Color (%)</b>
Azul ácido 142	71.4	93.7
Azul ácido 113	70.9	95.6
Azul ácido 260	58.8	86.8
Azul básico 41.1	84.7	100
Amarillo básico 13	81.5	99.7
Azul básico 3	67.8	98.5
Azul a la cuba 4	0	10.1
Verde a la cuba 1	0	12.9
Azul directo 199	25.6	71.7
Rojo directo 89	45.5	59.0
Azul disperso 56	0	30.2
Amarillo disperso 235	59.3	63.4
Café ácido 298	91.5	97.1
Negro ácido 142	82.1	98.1
Azul reactivo 204	70.6	69.0
Azul reactivo 209	89.8	78.6
Rojo reactivo 184	69.4	77.5
Azul reactivo 41	74.6	57.4
Azul reactivo 49	19.2	94.8

**Tabla 1.3** Tratamiento mediante procesos de membranas (Marmagne y Coste, 1996)

Colorante	Microfiltración		Ultrafiltración		Nanofiltración	
	Remoción DQO (%)	Remoción color (%)	Remoción DQO (%)	Remoción color (%)	Remoción DQO (%)	Remoción color (%)
Azul ácido 142	20.1	14.5	81.7	96.8	95.8	98.6
Azul ácido 113	1.6	5.0	86.7	98.0	95.6	98.1
Azul ácido 260	1.6	13.3	98.6	95.0	96.2	98.2
Azul básico 41.1	2.9	11.0	88.0	98.9	95.0	99.5
Amarillo básico 13	0.4	7.0	80.4	96.8	88.0	96.2
Azul básico 3	4.4	6.0	88.0	96.2	92.0	98.1
Azul a la cuba 4	29.1	80.5	82.7	95.6	97.6	98.2
Verde a la cuba 1	31.2	89.3	91.3	97.2	86.9	98.4
Azul directo 199	1.4	3.0	81.5	96.2	92.3	98.0
Rojo directo 89	1.6	1.7	84.0	96.0	92.0	97.7
Azul disperso 56	33.3	69.6	91.4	95.4	96.4	98.5
Amarillo disperso	35.7	99.1	89.1	99.2	96.4	99.6
Café ácido 298	2.0	6.7	86.7	97.1	92.0	98.1
Negro ácido 142	3.7	0.5	91.3	98.2	90.0	97.4
Azul reactivo 204	2.3	5.2	80.0	95.5	89.6	97.9
Azul reactivo 209	0.9	4.2	76.5	94.0	94.2	97.0
Rojo reactivo 184	0.6	6.7	80.9	96.2	89.1	98.3
Azul reactivo 41	0.4	7.4	76.1	94.0	93.3	97.2
Azul reactivo 49	0.5	5.0	81.3	92.3	93.8	95.9

**Tabla 1.4** Tratamiento con coagulación-floculación (Marmagne y Coste, 1996)

Colorante	Remoción de DQO (%)	Remoción de Color (%)
Azul ácido 142	95.4	80.6
Azul ácido 113	90.2	97.2
Azul ácido 260	33.3	80.2
Azul básico 41.1	0.0	0.0
Amarillo básico 13	0.0	0.0
Azul básico 3	0.0	0.0
Azul a la cuba 4	35.5	49.1
Azul directo 199	90.6	97.0
Rojo directo 89	89.9	90.3
Azul disperso 56	89.7	95.1
Amarillo disperso 235	62.7	93.5
Café ácido 298	523.4	48.8
Negro ácido 142	88.9	55.0
Azul reactivo 204	28.2	53.0
Azul reactivo 209	31.0	88.8
Azul reactivo 41	60.0	38.3
Azul reactivo 49	19.0	35.4

---

---

De las tablas anteriores se puede concluir que los métodos de remoción de color más efectivos son la ultrafiltración y la nanofiltración, ya que se obtienen remociones de color por arriba del 90% para todos los colorantes, además de obtener remociones de la DQO arriba del 75%. En el caso de la ozonación, se encontraron remociones de color por encima del 98%, excepto para el colorante Amarillo Disperso 235, sin embargo la remoción de DQO fue muy variable. Los métodos menos efectivos para la remoción de color y de DQO fueron la coagulación-floculación y la adsorción con carbón activado.

Galindo et al. (2000) estudiaron la degradación del colorante naranja ácido 53 utilizando los sistemas  $H_2O_2/UV$ ,  $TiO_2/UV$  y  $TiO_2/VIS$  (luz visible), logrando, con los dos primeros sistemas, la decoloración total en 250 min y 500 min, respectivamente. El análisis de los intermediarios de reacción sugiere que el radical OH es el oxidante principal.

Zhang et al. (1998) trataron soluciones de eosina con luz visible,  $\lambda > 470$  nm, observando la eliminación total del color después de 8 horas de irradiación, y una disminución del COT de 50 % después de 7 horas de exposición. Los resultados de decoloración fueron atribuidos a la fotólisis más que a la fotocatalisis.

Wang (2000) estudió la degradación de ocho colorantes comerciales de diferentes tipos: reactivo, directo, ácido y catiónico; utilizando suspensiones de  $TiO_2$  y luz solar como fuente de radiación. Obtuvo un 90% de decoloración y un 60% de reducción del COT (acompañado por la formación de iones cloruro y sulfato) después de 240 minutos de irradiación.

Vinodgopal et al. (1996) inmovilizaron  $TiO_2$ ,  $SnO_2$  y  $SnO_2/TiO_2$  sobre una superficie conductora transparente, formando una celda electrolítica con un contraelectrodo de platino. Al irradiar con  $\lambda > 300$  nm a una solución que contenía los colorantes naranja ácido-7 o naftol azul-negro, manteniendo un potencial positivo en el fotoelectrodo, se observó la eliminación total del color después de 30 minutos de irradiación.

Lizama et al. (2001) estudiaron la eficiencia de dos sistemas fotocatalíticos comparando la decoloración de cuatro colorantes reactivos (anaranjado-16, rojo-2, amarillo-2 y azul-19). Al utilizar radiación de  $\lambda > 254$  nm con  $TiO_2$  en suspensión, se obtuvieron valores entre 41  $kWh/m^3$  y 104  $kWh/m^3$ , para los cuatro colorantes. Con el catalizador soportado en anillos de vidrio, se obtuvieron valores entre 85 y 139  $kWh/m^3$ . A pesar del mayor consumo de energía, los reactores con catalizador soportado pueden tratar un mayor volumen de efluente sin necesidad de separar el catalizador de la solución.

La fotólisis fue aplicada a un colorante “azo”, por Chu y Tsui (2002), obteniendo remociones del color arriba del 80%.

Para la mineralización del colorante “azo” negro B, se utilizó un generador ultrasonico, encontrándose la mineralización del 65% del colorante (Vinodgopal et al., 1998).

Se ha encontrado que la adsorción con carbón activado bajo condiciones ácidas puede disminuir hasta en un 40% la turbidez de aguas residuales con colorantes. En la segunda parte del mismo experimento, se combinó la ultrafiltración con la adsorción y se obtuvieron

---

---

---

---

remociones hasta del 98% de la turbidez, obteniendo una remoción de color del 40% (Pignon et al., 2000).

### **1.2.2.2 Sistemas de tratamiento biológico**

Los tratamientos biológicos de los efluentes líquidos con colorante incluyen básicamente tratamientos aerobios y anaerobios que pueden ser precedidos por una o más etapas de tratamiento primario, como sedimentación, tamizado, coagulación, neutralización o cualquier otro tratamiento físico-químico avanzado, como ultrafiltración o adsorción con carbón activado. En una revisión sobre la degradación de colorantes, se demostró que la mayoría de los colorantes no muestran una biodegradación significativa en medios aerobios y que la desaparición del color del efluente se atribuye principalmente a la adsorción de las moléculas intactas de colorante (Churchley, 1994).

Shaul et al. (1991) concluyeron que muchos de los productos de biodegradación de los colorantes “azo” pueden constituir una fuente de sustancias tóxicas a través de sus productos de degradación, tales como las aminas aromáticas. Esto fue observado bajo condiciones anaerobias para un total de 18 colorantes, donde se observó que al romperse los enlaces se producen nuevos compuestos denominados aminas aromáticas que son considerados potencialmente tóxicos y cancerígenos.

A continuación se presenta un resumen de los resultados de estudios de biodegradabilidad de aguas residuales con presencia de colorantes utilizando diferentes sistemas de tratamiento biológico.

La biodegradabilidad aerobia de un colorante “azo”: el naranja ácido 7 y 8 con un reactor de biopelícula fue experimentado por Bishop (1996) En este experimento se encontró un 90% de degradación de los colorantes.

Un bioreactor de tambor rotatorio (RDBR) operado bajo condiciones aerobias fue utilizado por Coughlin et al. (2003) para la degradación del colorante azo naranja ácido 7 obteniendo remociones del 90% de color. En este experimento se utilizaron bacterias del tipo 1CX y SAD4i que son capaces de degradar el colorante y el ácido sulfanílico, el cual es un metabolito formado durante la degradación del colorante. Estas bacterias fueron incorporadas al biorreactor que ya contenía una biopelícula formada por microorganismos provenientes de una planta de aguas residuales. La combinación de estos microorganismos dio como resultado la degradación del color.

Tan et al. (2000) y Sponza e Isik (2002) utilizaron biorreactores en serie anaerobio/aerobio (UASB/lodos activados) para remover el colorante Amarillo mordiente 10 y el Negro Remazol 5, respectivamente, obteniendo remociones del 85-90% en ambos experimentos. También se han utilizado procesos completamente anaerobios para la remoción de diferentes colorantes. Van der Zee et al. (2003) utilizaron lodos anaerobios para la degradación de los colorantes Naranja ácido 7 (AO7) y rojo reactivo 2 (RRD) obteniendo remociones del 37% de color. Un sistema anaerobio termofílico fue usado por Willets et al. (2000) para el pretratamiento de un agua residual con colorantes textiles encontrándose remociones de color arriba del 90%. Stern et al. (2003) encontraron remociones de color

---

---

---

---

cerca del 80% para un agua residual proveniente de una industria textilera en un biofiltro sumergido. Stern et al. (2003) utilizaron un biofiltro anaerobio con cama fija utilizando un agua residual industrial que contenía diferentes colorantes, se encontró una remoción del 80% de color en el agua y una remoción del 50% de la DQO.

Se han utilizado biofiltros sumergidos empacados con roca volcánica y otros empacados con carbón activado para biodegradar los colorantes Azul disperso 79 y Violeta Brillante 5R, respectivamente, con condiciones anaerobias/aerobias para llevar a cabo una mejor remoción del colorante, pues la etapa anaerobia rompe los dobles enlaces para obtener aminas aromáticas que son más fáciles de degradar en la etapa aerobia, llegando a remociones superiores a 90% (Cruz y Buitrón, 2000; Lourenco et al., 2000). Otros biofiltros anaerobios utilizados tienen remociones hasta del 95% del color (Cruz y Buitrón, 2000; Sen y Demirer 2003).

#### **1.2.2.2.1 Utilización de hongos para la remoción de colorantes**

La remoción con hongos puede hacerse por dos mecanismos diferentes: biosorción (sorción sobre la biomasa fúngica) y biodegradación o rompimiento por oxidación de las moléculas.

##### **a) Biosorción**

Una investigación realizada por Sumathi y Manju (2001) revela que un colorante azo llamado *Procion*, compuesto por el color verde y el turquesa, fue biosorbido por el hongo *Aspergillus foetidus* bajo condiciones aerobias. La remoción de color fue del 90% con un crecimiento del hongo de 48 h. También se reporta la remoción de otras moléculas complejas por biosorción sobre micelio fúngico. Hess et al. (1998) encontraron que el 2,4,6-trinitrotolueno (TNT) puede ser mineralizado por un proceso combinado de fotocatalisis y acción fúngica del hongo *Phanerochaete chrysosporium* hasta en un 14% debido a la biosorción y degradación de las moléculas del compuesto por el hongo.

También se ha reportado que biomasa fúngica (*Phanerochaete chrysogenum*) remueve metales tóxicos como el arsénico V de una solución acuosa diluida mediante el mecanismo de biosorción (Loukidou et al., 2003). El hongo *Mucor rouxii* se ha utilizado para la remoción de metales pesados como cadmio, zinc, níquel y plomo de soluciones acuosas mediante la capacidad de biosorción del hongo (Yan y Viraraghavan, 2003).

##### **b) Biodegradación**

En el caso de la oxidación de moléculas, ésta ocurre porque los hongos basidiomicetos tienen complejos enzimáticos no selectivos para degradar la lignina y en presencia de moléculas orgánicas complejas y de colorante las oxidan (Cai y Tien, 1993).

En un experimento realizado por Blánquez et al. (2004) se encontró que el hongo *Trametes versicolor* tiene una eficiencia de más del 90% para remover el color de un colorante complejo formado por una mezcla de metal y color. En el experimento se encontró que la decoloración se lleva a cabo inicialmente por biosorción pero le sigue un rompimiento de los enlaces de las moléculas metálicas, lo que conduce a una degradación total del color.

---

---

Catorce colorantes azo fueron utilizados para estudiar los efectos de los patrones de sustitución en la biodegradabilidad de los colorantes usando el hongo Streptomyces chromofuscus. Los resultados indican desde un 0 hasta un 98% de decoloración dependiendo del tipo de colorante tratado. Los colorantes caracterizados por el grupo hidroxilo en la posición “para” fueron los más susceptibles a la sustitución de estas moléculas por un grupo metilo, lo que produjo una degradación de color, mientras que los colorantes que contienen el grupo hidroxilo en la posición “orto” no fueron degradados (Pasti-Grigsby, et al., 1996). El hongo Phanerochaete chrysosporium fue utilizado para la degradación del colorante rojo congo a escala microbiológica en cultivos ligninolíticos y no ligninolíticos. Los resultados indican que el colorante fue adsorbido por el micelio y posteriormente se llevó a cabo una extensa degradación pero sólo en los cultivos ligninolíticos (Tatarko y Bumpus, 1998).

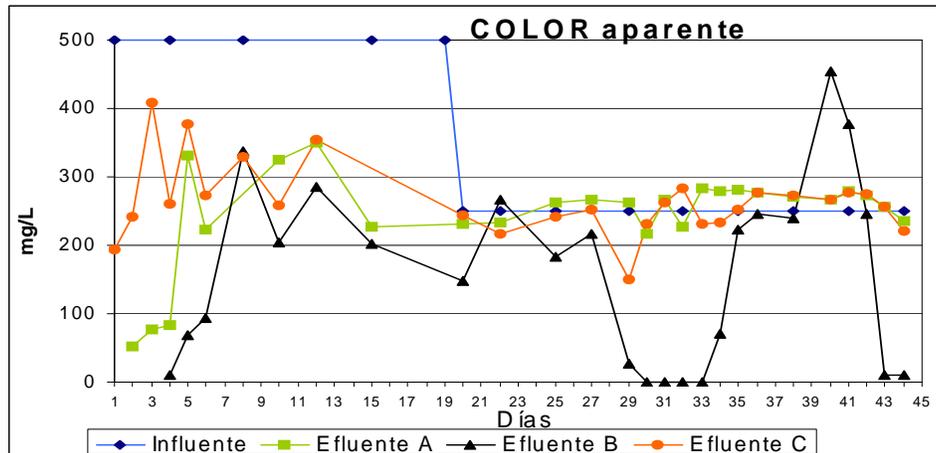
Los estudios mencionados anteriormente para la eliminación de colorantes por medio de oxidación fúngica sólo se han realizado a escala de laboratorio en medios de cultivo sólidos y líquidos, sin llegar a implementarse y operarse en reactores para tratamiento de efluentes líquidos con colorantes reales.

#### **1.2.2.2 Utilización de hongos en sistemas de tratamiento**

Son muy limitadas las experiencias en las que se han incorporado los hongos como elemento biológico principal para la depuración de efluentes. De hecho, las únicas investigaciones encontradas se refieren a sistemas de biofiltración para el tratamiento de gases. Como en el caso reportado por Moe y Qi (2004), en el cual se utilizó un biofiltro inoculado con una mezcla de varias especies de hongos para el tratamiento de compuestos orgánicos volátiles (COV) provenientes de gases emitidos por una industria, dando un resultado favorable en la remoción.

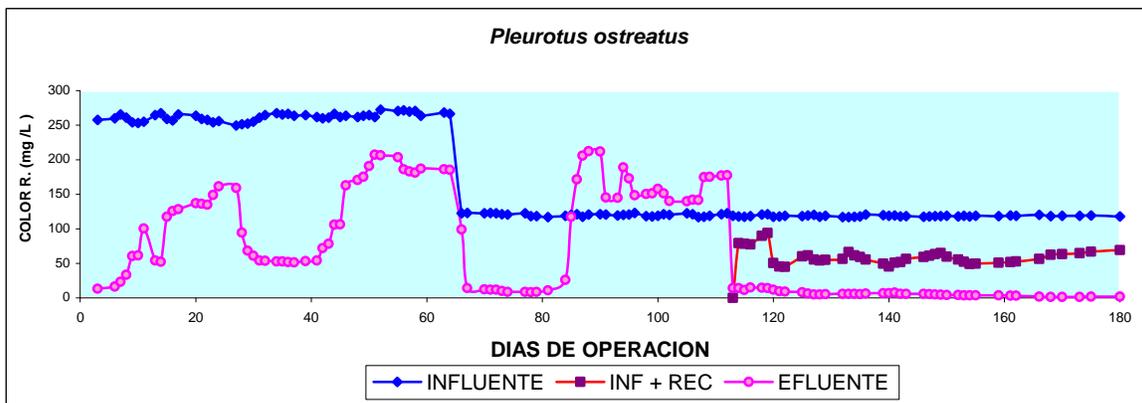
Los biofiltros percoladores sobre cama orgánica, se comenzaron a utilizar en la década de los 70 del siglo XX para el tratamiento de olores (gases); de manera progresiva, los biofiltros han sido utilizados para una gama cada vez más amplia de contaminantes. Actualmente, la lista de compuestos en forma gaseosa tratados exitosamente por biofiltros incluyen casi 200 compuestos diferentes. A partir de los años 90 estos biofiltros han sido modificados y utilizados para tratar aguas residuales de diferentes tipos, de forma exitosa (Estrada y García, 2004; Garzón-Zúñiga, 2001, 2004).

En lo que se refiere al tratamiento de efluentes líquidos para la remoción de colorantes, en el IMTA se realizó una investigación en la cual se utilizó al hongo Phanerochaete chrysosporium para inocular tres sistemas de biofiltros por percolación, dos de ellos empacados con materiales orgánicos: paja y turba (biofiltros percoladores sobre cama orgánica) y uno más sobre plástico; para la remoción del colorante azo naranja ácido 24 (NA24). Los resultados de esta investigación se presentan en la Figura 1.3. En ella se puede observar que en los biofiltros empacados con paja (A) y plástico (C) no se presenta remoción. En cambio en el biofiltro empacado con turba (B) se presenta una remoción de color hasta del 99%, sin embargo, esta remoción se dio en forma discontinua (Dávila-Solano et al., 2003).



**Figura 1.3** Comportamiento de la remoción de color del colorante NA24 para tres biofiltros A) paja, B) turba y C) plástico (Figura tomada de Dávila-Solano et al., 2003)

En la misma línea de investigación, Garzón y Moeller (2005), demostraron la degradabilidad continua del colorante NA24 mediante un biofiltro empacado con turba. En este experimento la concentración inicial de color en el influente fue de  $250 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , se mantuvo el pH óptimo encontrado en los estudios precedentes (Moeller y Garzón, 2003) y se probaron diferentes variables de operación para poner a punto y estabilizar el proceso de tratamiento; finalmente, se encontró la forma adecuada de operar el sistema para obtener una remoción de más del 90% de color de forma estable y continua (Fig. 1.4).



**Figura 1.4** Comportamiento de la remoción de color del colorante NA24 en un biofiltro empacado con turba (Figura tomada de Garzón y Moeller, 2005)

## 1.3 BIOFILTRACIÓN

### 1.3.1 Biofiltración para el tratamiento de gases

Uno de los procesos biotecnológicos más importantes que se aplica para el tratamiento y control de malos olores es la biofiltración. Este sistema se basa en la interacción del gas con un medio orgánico sólido, cuya actividad de degradación proviene de los microorganismos

---

---

que viven y se desarrollan sobre él. La suma de ambos se denomina medio biológico filtrante, que es el constituyente esencial del biofiltro.

Este sistema fue propuesto desde 1920 para tratar malos olores en las plantas de tratamiento de aguas residuales (Van Groenetijn y Hesselink, 1993); sin embargo, una propuesta más formal fue hecha por Prues en 1940, según afirman Utkin et al. (1992).

El principal componente del biofiltro es el medio biológico filtrante, donde los compuestos indeseables en el aire, en primera instancia, son absorbidos y adsorbidos para que puedan ser degradados posteriormente por microorganismos.

El material de empaque del medio biológico filtrante es una mezcla de materiales naturales con un área específica y espacios vacíos grandes; puede ser composta o turba. El medio posee la superficie y los nutrientes necesarios para que en ella se desarrolle una biopelícula de microorganismos que serán responsables de la degradación de los compuestos indeseables. Una fracción alta de espacios vacíos (producidos por el material orgánico) favorece una baja caída de presión del gas en la cama, así como una adecuada oxigenación del filtro y distribución del flujo.

Los biofiltros también han sido exitosos en el tratamiento de compuestos como el amoníaco, monóxido de carbono, acetona, benceno, butanol, acetato de butilo, dietilamina, disulfuro de dimetilo, etanol, hexano, etilbenceno, metanol, metano, metilmercaptano, di y triclorometano, óxido de nitrógeno, tolueno y tricloroetano (Burschter et al., 1993; Hodge et al., 1991; Mueller, 1988; Ottengraf y Van Den Oever, 1983). Muchos de estos compuestos se generan en la industria del papel, química, petroquímica, farmacéutica y de la fabricación de pinturas. Por lo tanto la biofiltración posee un alto potencial de aplicación tanto en plantas de tratamiento de aguas residuales como en plantas productivas de la industria.

La biofiltración es un proceso complejo al que afectan varios factores, como la oxigenación del medio, el contenido de humedad y nutrientes, pH, la temperatura y patrones del flujo en el medio. El desempeño de este equipo, depende del tipo de contaminante tratado y sus concentraciones, así como también de los criterios de diseño (es decir, la naturaleza del material de empaque o lecho filtrante, el microorganismo y las condiciones químicas).

Generalmente el biofiltro sobre medio orgánico se compone de cuatro capas: en el fondo, una capa de grava gruesa, seguido por una capa de arena, una capa de turba y finalmente una capa de trozos de madera.

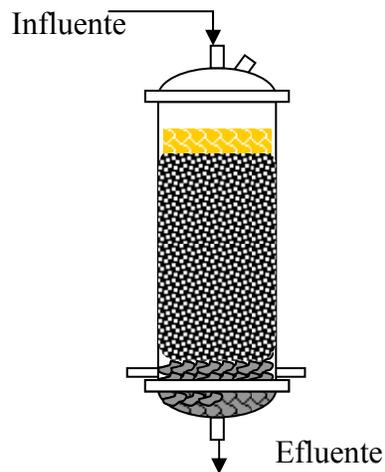
### **1.3.2 Biofiltración sobre cama orgánica para el tratamiento de efluentes líquidos industriales**

Ésta es una tecnología de reciente aplicación que está adaptada a partir de los filtros percoladores en el cual el material de empaque está constituido por algún medio orgánico (trozos de madera, bambú, paja y turba).

---

---

Este biofiltro se compone de tres capas: en el fondo, una capa de grava gruesa seguido por una capa del material de soporte (MF) y, finalmente, una capa de trozos de madera. La capa de grava retiene la cama orgánica y permite una buena distribución del aire, la capa de trozos de madera ayuda favoreciendo en la distribución homogénea del influente sobre la superficie de la cama orgánica. Un tubo es introducido en la parte inferior del biofiltro para desaguar el efluente tratado, mientras que otro tubo introduce el agua residual cruda en la parte superior del biofiltro (ver Figura 1.5).



**Figura 1.5** Biofiltración sobre medio orgánico para el tratamiento de efluentes líquidos

Éste es un proceso de tratamiento físico y biológico en el cual, de forma general, el influente percola a través de una cama de material poroso orgánico de forma lenta lo cual permite la colonización de la cama por microorganismos adaptados a los componentes presentes en el agua residual. Los microorganismos forman una biopelícula que se transforma en el principal instrumento de depuración.

El fluido que atraviesa la cama es retenido por un cierto periodo de tiempo, conocido como tiempo de residencia hidráulica. Couillard (1994) sugiere que la eficiencia del tratamiento del biofiltro con un medio orgánico para el tratamiento de efluentes líquidos está en función del área de la superficie específica del medio filtrante, MF (turba, trozos de madera), la profundidad del MF y la velocidad o rapidez de carga hidráulica. La carga y la profundidad del MF se escogen en el diseño. La constante de velocidad de la remoción de  $DBO_5$  está en función del agua residual que debe ser tratada, el área de la superficie específica y la velocidad de la carga hidráulica. Lo primero que se debe escoger es la carga hidráulica para el efluente. Con una capa del MF de aproximadamente 2.5 cm (1 pulgada) de grosor, la capacidad hidráulica (el caudal) puede ser tan alto como  $2037 \text{ L/m}^2\text{h}$ . Este valor permanece constante sobre la longitud completa del MF si el valor de sólidos suspendidos en el agua residual no es demasiado alto.

Si la cama se usa como un filtro (porcentaje alto de sólidos suspendidos), entonces la capacidad hidráulica disminuye gradualmente en un tiempo dado en función de la concentración de los sólidos suspendidos. Entonces la operación se ajusta con la reducción de la alimentación del agua para evitar que se tapone.

---

---

---

---

En lo que respecta a biofiltros sobre cama de turba se han realizado varios estudios. Garzón-Zúñiga et al. (2002) estudiaron el tratamiento de aguas residuales provenientes de una granja porcícola usando biofiltros con una cama de turba, demostrando que este sistema es eficiente, obteniéndose altos porcentajes de eliminación: para la DQO del 97%, para la DBO<sub>5</sub> del 99%, para el N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> del 99% y para los sólidos suspendidos totales (SST) del 99.99%.

Lens et al. (1994) utilizaron biofiltros empacados con turba y trozos de madera para determinar la capacidad de remoción para el tratamiento de aguas residuales municipales domésticas. Los resultados obtenidos demostraron que la turba y los trozos de madera tienen una buena capacidad en la desinfección de bacterias fecales y de eliminación de sólidos suspendidos (91%), de DQO (50%), de DBO<sub>5</sub> (99%) y del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (93%).

En el estudio realizado por Couillard (1994), ya mencionado se demostró que los biofiltros empacados con turba remueven el 99% del cobre y del 96% del zinc presente en las aguas residuales industriales y encontró que con 30 cm de turba se puede alcanzar una buena remoción, equivalente a 75 cm de la misma. Otros estudios han demostrado que los biofiltros empacados con turba pueden ser utilizados eficientemente para el tratamiento de aguas residuales municipales e industriales.

En el Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) a partir del año 2002 se ha comenzado a trabajar con la degradación de colorantes azo provenientes de efluentes industriales, mediante diversos sistemas de tratamiento tanto convencionales (sistema de lodos activados) como no convencionales (decoloración fúngica y combinaciones con oxidación química y fotocatalítica) (Garzón y Moeller, 2005; Moeller et al., 2002; Moeller y Garzón, 2003). Se han obtenido resultados muy prometedores mediante el proceso de biofiltración por percolación utilizando como inóculo el hongo Phanerochaeta chrysosporium y el hongo Pleurotus ostreatus (Dávila-Solano et al., 2003) soportado en una cama de turba para el eliminar el colorante Naranja ácido 24 (NA24).

### **1.3.3 Turba**

La turba (Fig. 1.6), es un material orgánico compuesto de carbohidratos, minerales y un grupo de sustancias identificadas como ácidos húmicos y fúlvicos (humus), entre otros componentes. Es la materia vegetal parcialmente fosilizada, generalmente de color café oscuro, que se forma con poca oxigenación y abundante agua, en lugares donde la velocidad de acumulación de la materia vegetal es más grande que la de descomposición. Es un material complejo, cuyos mayores constituyentes son la lignina y la celulosa.

La lignina es un polímero que se encuentra incrustado en la pared celular secundaria de las células de las plantas leñosas. Ayuda a robustecer y endurecer las paredes. La molécula de lignina es una macromolécula, con un elevado peso molecular, que resulta de la unión de varios ácidos y alcoholes fenilpropiónicos (cumarílico, coniferílico y sinapílico). Es un producto final del metabolismo que, a la muerte de la planta, es degradado lentamente por hongos y bacterias y, por ello forma la parte principal de la materia orgánica del suelo. La celulosa es un polisacárido y es el principal componente de la membrana celular de la mayor parte de las plantas (Coupal y Lalancette, 1976). La turba se ha reconocido por

---

---

poseer una combinación extraordinaria de sustancias químicas y de propiedades físicas, tal como la absorción, adsorción y decoloración que ayudan en la remoción de contaminantes. La turba tiene un área superficial  $> 200 \text{ m}^2/\text{g}$  y una porosidad de 95%; éstas propiedades junto con la de adsorción, le confieren la capacidad de ser utilizada como soporte para la formación de biopelículas donde puede ocurrir la degradación microbiana. Además, tiene una alta capacidad de absorción para metales de transición y moléculas orgánicas polares (Couillard, 1994).



**Figura 1.6** Fotografía de la turba

### 1.3.3.1 Propiedades físicas y químicas de la turba

La principal particularidad de la turba es su capacidad para absorber humedad. Un volumen de turba saturada puede estar constituido hasta por un 98% de agua. Tal capacidad para absorber grandes cantidades de agua se debe a la conformación y estructura celular de las fibras que constituyen gigantescas esponjas con gran capacidad para retener la humedad. Los niveles superficiales están conformados por fibras todavía no alteradas, que mantienen la estructura de los tejidos. Mientras más profunda está la turbera (lugar de donde se extrae la turba) se incrementa el grado de humificación y la conformación de estructuras coloidales, aumentando la proporción de sólidos y la densidad volumétrica.

#### 1.3.3.1.1 Características físicas

Las características físicas de la turba se enlistan en la Tabla 1.5 (Anónimo, 2005).

**Tabla 1.5** Características físicas de la turba (Anónimo, 2005)

Contenido de Humedad	40 a 55%
Densidad	0.12 a 0.5 $\text{g}/\text{cm}^3$
Capacidad de absorción hídrica	10 veces su peso seco
Grado de descomposición	(turba rubia) H 1 - H 4 (turba negra) H 5 a H 6 (humus de turba) H 7 a H 10

---

---

### 1.3.3.1.2 Características químicas

Algunas observaciones importantes para juzgar la calidad de una turba son su grado de acidez y su contenido en cal (CaO). Se consideran especialmente apropiadas todas las turbas con valores de pH de 3 a 4, si su grado de descomposición está situado de H1 a H4. En la Tabla 1.6 se muestran las características químicas de la turba (Anónimo, 2005b).

**Tabla 1.6** Características químicas de la turba (Anónimo, 2005b)

p.H.	3.2 a 4
Materia orgánica	85 a 94%
Cenizas	2 a 6%
Nitrógeno	0.6 a 2 (mg/L)
Calcio	6.4 a 9.6 (mg/L)
Magnesio	4.3 a 6.1 (mg/L)
Potasio	3 a 5 (mg/L)
Sodio	11 a 15 (mg/L)

### 1.5 HONGO: Pleurotus ostreatus

Los hongos son organismos inmóviles y poseen pared celular. La mayoría de las especies están compuestas por masas de filamentos cenocíticos (muchos núcleos dentro de un citoplasma común) o multicelulares. Un filamento fúngico se llama hifa y todas las hifas de un solo organismo se llaman colectivamente micelio. Las paredes de las hifas están compuestas fundamentalmente por quitina, un polisacárido que nunca se encuentra en las plantas. Los hongos son heterótrofos y pueden tener como sustancias de reserva al glicógeno. Las estructuras visibles de los hongos representan sólo una pequeña porción del organismo y es denominado cuerpo fructífero o fructificaciones y son hifas fuertemente compactadas, especializadas en la producción de esporas.

Los miembros del reino Fungi se clasifican generalmente en cuatro grupos principales: Chytridiomycetes, Zigomycetes, Ascomycetes y Basidiomycetes.

Los basidiomicetos forman el grupo de hongos más familiar, ya que incluyen a los hongos de sombrero (setas), como Pleurotus ostreatus, estos hongos también son conocidos como hongos de la pudrición blanca.

#### Descripción del hongo Pleurotus ostreatus

- Sombrero: de 5 a 15 cm, muy excéntrico y variable, normalmente en forma de concha, con el margen primero incurvado y después recto, a menudo ondulado. La cutícula que es separable es lisa brillante, de color variable (beige, gris claro, gris negruzco o gris azulado).
- Láminas: juntas, decurrentes hasta la base del pie, de color crema.

- 
- 
- Esporas: de color gris liláceo.
  - Pie: de 1 a 4 cm de largo, por 1 a 2 cm de diámetro, muy excéntrico o completamente lateral, recubiertos de pelos blancos.
  - Carne: firme y fibrosa, blanca, de olor agradable y sabor dulce.
  - Habitat: Hongo parásito o saprófito que vive en tocones y ramas. Básicamente de planifolios muertos o debilitados, en bosques de ribera, parques y jardines. Fructífera en verano y en otoño.
  - Comestibilidad: Es comestible y muy apreciado. En los últimos años se ha difundido mucho en su consumo al cultivarse a gran escala. Esto permite hallarlo en el mercado todo el año, aunque a veces con el impropio nombre de seta de cardo u oreja de casahuate.
  - Observaciones: Puede cultivarse fácilmente sobre troncos de chopo, al aire libre, o sobre balas de paja mezcladas con aserrín, en invernaderos; pero es preciso advertir que, si no se mantiene la temperatura, la humedad y la luminosidad adecuadas, es difícil obtener las setas de forma continua (Delfín-Alcalá, 2002).

Los hongos de pudrición blanca son eficientes degradadores de lignina. Se considera que los hongos de pudrición blanca son indiscutiblemente los mejores degradadores de lignina; degradan la madera mediante un ataque simultáneo de la lignina y el complejo celulosa/hemicelulosa o degradando selectivamente más lignina que polisacáridos.

Los hongos de pudrición blanca se caracterizan por producir sus esporas de origen sexual sobre estructuras en forma clava o de mazo denominadas basidios. Estos hongos reciben ese nombre debido a que deslignifican la madera, degradando preferentemente la lignina de la madera, por lo cual el sustrato queda de color claro y debido a la presencia del micelio blanco característico de estos hongos, la madera termina de color blanco y con un olor agradable.

A partir de la década de los 90 se comienza a documentar ampliamente que los hongos de la pudrición blanca son capaces de degradar una gran variedad de compuestos orgánicos recalcitrantes como por ejemplo: lignina, hidrocarburos aromáticos policíclicos, compuestos clorados, entre otros, mediante la acción de varias enzimas lignolíticas.

Las tres enzimas extracelulares que participan en la degradación de lignina y que se conocen comúnmente como enzimas modificadoras de lignina son: manganeso peroxidasa, lignino peroxidasa y lacasa.

---

---

**CAPÍTULO 2**  
**OBJETIVOS Y JUSTIFICACIÓN**

---

---

## 2.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad de decoloración de un efluente con alta concentración de colorante azo por biodegradación con el hongo Pleurotus ostreatus utilizando diferentes materiales orgánicos de regiones tropicales y subtropicales como medio de soporte en un sistema de tratamiento tipo filtro percolador.

## 2.2 ALCANCES

- Hacer una preselección bibliográfica de materiales autóctonos para la biofiltración de acuerdo con las características reportadas para la turba por Couillard (1994) y que son favorables para la remoción de contaminantes (alta porosidad, alta capacidad de adsorción, alta retención de humedad y de intercambio de cationes)
- Evaluar las características anteriores en el laboratorio para algunos de los materiales preseleccionados para determinar cuales serán los utilizados como medio de soporte en la etapa de tratamiento biológico del efluente.
- Evaluar y comparar la eficiencia de remoción del colorante azo por degradación con el hongo Pleurotus ostreatus utilizando como medio de soporte los mejores materiales orgánicos seleccionados anteriormente

## 2.3 JUSTIFICACIÓN

Los colorantes presentes en las aguas residuales son sustancias que afectan las actividades de los microorganismos presentes en los cuerpos de agua receptores. Son recalcitrantes y se ha comprobado que producen metabolitos intermediarios que resultan cancerígenos para el hombre.

Los sistemas físico-químicos utilizados en la actualidad para el tratamiento de efluentes con colorantes resultan más costosos que los sistemas biológicos. Sin embargo, se recomienda utilizar sistemas biológicos convencionales, combinados en un tren de tratamiento anaerobio/aerobio que es más prolongado ya que por un lado, los tratamientos biológicos aerobios convencionales no remueven el color y por otro lado, los anaerobios producen subproductos potencialmente tóxicos. La mayor parte de los estudios realizados con hongos como medio de depuración están enfocados a nivel de laboratorio para conocer si las diferentes especies de hongos son capaces de degradar o no los colorantes. Sin embargo, son muy escasos los trabajos enfocados a la utilización (incorporación) de cepas en procesos (reactores) de tratamiento para aprovechar sus cualidades de remoción de color en sistemas de tratamiento de aguas residuales. Un caso exitoso combina los biofiltros por percolación sobre cama de turba con hongos Phanerochaeta chrysosporium y Pleurotus ostreatus. Sin embargo, a pesar de que la turba ha dado buenos resultados en la decoloración fúngica de efluentes industriales, este es un producto de importación y, por lo tanto, costoso.

Es por ello que se pretende encontrar un producto nacional que pueda ser utilizado como empaque y soporte para los hongos en la decoloración de efluentes.

---

---

## **CAPÍTULO 3 METODOLOGÍA**

---

---

### 3.1 PLANTEAMIENTO METODOLÓGICO

A continuación se presenta el planteamiento metodológico en el que se sustenta esta investigación:

- i.* Selección de los materiales con potencial para la biofiltración fúngica
  - i.1* Búsqueda bibliográfica de materiales
  - i.2* Caracterización de los materiales
  - i.3* Selección de los mejores materiales orgánicos para la biofiltración
  
- ii.* Selección del colorante azo
  - ii.1* Búsqueda bibliográfica de colorantes más utilizados
  
- iii.* Caracterización del colorante seleccionado
  - iii.1* Estructura química
  - iii.2* Características físico-químicas
  - iii.3* Espectro de absorción y curva de calibración del colorante
  - iii.4* Determinación de la concentración presente en el agua residual
  - iii.5* Características toxicológicas
  
- iv.* Desarrollo de biomasa fúngica para acondicionamiento de los materiales orgánicos de soporte
  - iv.1* Selección de la cepa
  - iv.2* Propagación para mantenimiento de la cepa del hongo (cultivo en medio sólido)
  - iv.3* Propagación masiva del hongo para acondicionamiento (cultivo en medio líquido)
  
- v.* Evaluación del proceso de biofiltración sobre los materiales orgánicos autóctonos seleccionados
  - v.1* Montaje de los desarrollos experimentales para la biofiltración
  - v.2* Empaque con los materiales seleccionados
  - v.3* Parámetros de operación
  - v.4* Seguimiento de los sistemas de biofiltración
  
- vi.* Comparación del funcionamiento de los diferentes materiales en los biofiltros
  - vi.1* Comparación estadística

#### 3.1.1 Selección de materiales con potencial para la biofiltración fúngica

Se realizó una primera búsqueda bibliográfica de los materiales orgánicos autóctonos del Estado de Morelos. Para ello, se buscó información acerca de la flora y el uso de suelo del estado. Con esta información se elaboró una lista de materiales.

Con la lista obtenida en la etapa anterior, se comenzó una segunda búsqueda bibliográfica, tanto en las redes internacionales o “Internet” como en las bibliotecas, de las características

---

---

físico-químicas de los materiales que reporta Couillard (1994) como favorables para la turba, la cual se utilizará en un biofiltro testigo. Las características incluían:

- Contenido de nutrientes
- Capacidad de retención de humedad
- pH
- Porosidad
- Densidad aparente
- Contenido de celulosa
- Contenido de lignina
- Capacidad de intercambio catiónico
- Características medicinales, farmacéuticas y/o toxicológicas
- Usos
- Disponibilidad

Los lugares visitados para llevar a cabo la revisión bibliográfica fueron:

- Facultad de Biología y Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (UAEM)
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT)
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI)
- Facultad de Biología y Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México, Biblioteca Central (UNAM)
- Jardín Etnobotánico del estado de Morelos
- Centro de Desarrollo de Productos Bióticos (CEPROBI), Yauatepec, Morelos.
- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Zacatepec, Morelos.
- Centro de Educación Ambiental e Investigación de la Sierra de Huautla (CEAMISH, UAEM)

Con la información recaudada se eligieron cinco materiales para ser caracterizados.

### **3.1.1 Caracterización de los materiales**

Se llevaron a cabo las siguientes pruebas en laboratorio para caracterizar los materiales:

- Pruebas de porosidad in situ
- Pruebas de conductividad hidráulica y caracterización físico-química
- Pruebas toxicológicas
- Pruebas de resistencia mecánica

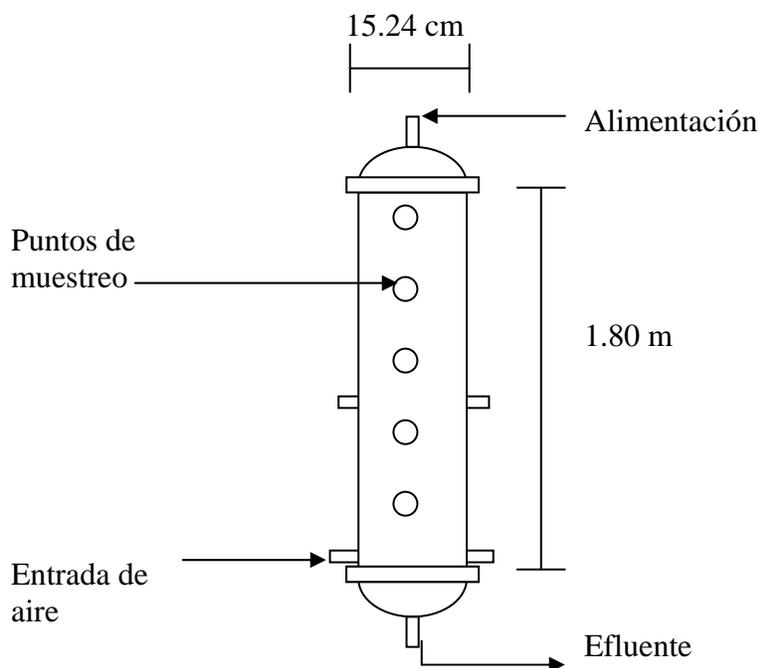
#### ***3.1.1.1 Pruebas de porosidad***

Se construyeron 5 reactores de acrílico de 1.8 m de altura y 15.24 cm de diámetro para ser utilizados en las pruebas de caracterización de los materiales. Cada reactor consta de 5 puntos de muestreo colocados en forma vertical y 4 entradas para aire colocadas a los

---

---

costados del reactor. Cada reactor consta de una tapa que contiene una entrada para la alimentación del agua y en el fondo del reactor se encuentra el punto de salida del efluente (Figura 3.1). Dentro de los reactores se coloca una capa de grava que permitirá retener el material filtrante. A los reactores se les conoce como biofiltros (BF).



**Figura 3.1** Diagrama del reactor utilizado

#### *3.1.2.1.1 Preparación del material orgánico vegetal*

Ya elegidos los materiales a utilizar (algunos de ellos se compran, otros se obtienen de la poda de jardines), se llevó a cabo el procedimiento siguiente:

1. Se consiguen los materiales y se dejan secar al sol para poder triturarlos mejor.
2. Los materiales son triturados 1 ó 2 veces, según sea necesario.
3. Los materiales son tamizados con un tamiz de pruebas físicas No. 18, cuya abertura es de 0.5 pulgadas de diámetro (12.7 mm). Lo que es retenido por la malla se desecha y lo que pasa se procesa tamizándolo por segunda vez para eliminar los finos.
4. Se tamizan los materiales por segunda vez con un tamiz de pruebas físicas No. 8, cuya abertura es de 0.09 pulgadas de diámetro (2.36 mm).

Al material que queda retenido en el segundo tamiz (No.8) se le denomina TAMIZ 1 y al que pasa a través de éste se le denomina TAMIZ 2.

#### *3.1.2.1.2 Medio filtrante, MF*

Los medios filtrantes utilizados son los materiales elegidos y tamizados en las etapas anteriores. Estos materiales se humedecieron al 65% antes de empacar los reactores, tal

---

---

---

---

como se describe en Garzón-Zúñiga (2001), para corroborar la humedad se realizó una prueba simple tomando una muestra del MF y apretándola con los puños, se dice que está humedecida al 65% si sólo escurren unas cuantas gotas.

#### *3.1.2.1.3 Metodología de las pruebas de vaciado para determinar la porosidad*

Las pruebas de vaciado se realizaron de acuerdo a la metodología descrita por Garzón-Zúñiga et al. (2003). El procedimiento se describe a continuación.

1. Se pesan las columnas de acrílico (reactores) vacías.
2. Se empaican las columnas con 2500 mL de grava y se pesan. Después se agregan 25 L de MF húmedo y se pesan nuevamente las columnas.
3. Se llenan los reactores con agua hasta el nivel de la grava, se vacían y se mide el agua evacuada. Esto indica el valor de los espacios vacíos que se encuentran en el volumen de grava.
4. Cada reactor es llenado por el fondo con agua hasta que el medio filtrante esté 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.
5. Se vacía la columna.
6. Las columnas se llenan nuevamente con agua y se comienzan las pruebas de vaciado. La duración de estas pruebas es de 1200 minutos y se hacen por triplicado para cada columna. 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, 420 y 1200 minutos).
7. Después de las tres pruebas de vaciado se toman muestras del MF de la parte alta, media y baja de los BF y se determina el contenido de agua haciendo un promedio de las tres muestras de cada reactor.
8. Con los resultados se calcula la porosidad *in situ*, la porosidad debe ser igual al valor del volumen del agua acumulada al final de las pruebas de vaciado, adicionado al volumen de agua contenido en el MF (promedio del contenido de agua en las 3 muestras del MF).

#### *3.1.1.2 Pruebas de conductividad hidráulica y caracterización físico-química*

Las pruebas de conductividad hidráulica consistieron en operar los 5 reactores, que contienen los diferentes materiales orgánicos, alimentados con agua fresca (de la llave) para observar su compactación, la pérdida de carga y el comportamiento del agua de lavado de los materiales.

La alimentación de los reactores se realizó en forma descendente. La aireación se introduce por la parte baja de los reactores (capa de grava) y por una salida paralela se encuentra conectado un manómetro para medir la pérdida de carga de los mismos. Los reactores se operaron con un caudal de alimentación de 1.4 mL/min= 2 L/d de agua y una aireación de 250 mL/min.

---

---

Los siguientes parámetros fueron evaluados tanto en el influente como en el efluente, para caracterizar el agua de lavado de los diferentes materiales:

- pH
- Temperatura (°C)
- Conductividad ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ )
- Turbiedad (FTU, unidades de turbiedad fotométrica)
- Demanda química de oxígeno total, DQO ( $\text{mg}/\text{L}$ )

En los reactores se midieron además:

- Pérdida de carga ( $\text{cm}$  de columna de agua)
- Compactación de la cama orgánica ( $\text{cm}$ )
- Caudal del efluente ( $\text{L}/\text{d}$ )
- Carbono orgánico total, COT ( $\text{mg}/\text{L}$ )

Estas pruebas se llevaron a cabo durante 68 días.

La pérdida de carga se evaluó mediante manómetros de agua conectados a la parte baja de los reactores, los cuales indicaban en centímetros la diferencia de presión que se iba obteniendo a lo largo de la etapa experimental y que era el resultado de la saturación de los espacios vacíos en los materiales.

#### *3.1.2.2.1 Isotermas de adsorción*

Se llevaron a cabo de acuerdo con los procedimientos del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (Ramírez, 1999).

#### *3.1.2.2.2 Determinación del porcentaje de lignina y celulosa*

Se realizaron de acuerdo con la metodología descrita por López (1987).

#### *3.1.1.3 Pruebas toxicológicas*

Se realizaron pruebas toxicológicas con el microorganismo Vibrio fischeri del lavado (efluente) de los materiales obtenido en las pruebas de conductividad hidráulica.

Para el análisis toxicológico se siguieron los protocolos basados en las normas de la SECOFI (1995), así como en regulaciones internacionales: Prueba de toxicidad aguda con Vibrio fischeri (bacteria luminiscente), conocida como (MICROTOX) (Environment Canadá, 1992; SECOFI, 1995a).

#### *3.1.1.4 Pruebas de resistencia mecánica*

Se llevaron a cabo sometiendo a diferentes presiones (diferentes pesos sobre los materiales) los materiales *in situ* en las columnas de percolación en operación, para determinar la compactación de los mismos. Para ello, se colocó un círculo de acrílico del mismo diámetro

---

---

---

---

interno de los reactores (con perforaciones), y sobre éste se pusieron diferentes pesos desde 0.5 hasta 5 kg para determinar la resistencia mecánica de los materiales a la compactación.

### **3.1.3 Selección de los mejores materiales orgánicos para la biofiltración**

De los resultados obtenidos en las etapas anteriores se seleccionaron los materiales y sus mezclas para ser utilizados en la etapa de biofiltración.

## **3.2 Selección del colorante azo**

### **3.2.1 Búsqueda bibliográfica de los colorantes más utilizados**

Se realizó una búsqueda bibliográfica de los colorantes más utilizados en la industria textil, seleccionando uno de ellos para caracterizarlo y utilizarlo en la biofiltración fúngica con los materiales seleccionados.

### **3.2.2 Criterios de selección**

Los criterios para seleccionar el colorante tipo azo que se utilizó en la etapa de biofiltración fueron los siguientes:

- Fácil aplicación
- Fácil obtención
- Uso extenso

## **3.3 Caracterización del colorante seleccionado**

### **3.3.1 Estructura química**

Se buscó en la bibliografía la estructura química del colorante seleccionado.

### **3.3.2 Características físico-químicas**

Se preparó una solución de 250 mg/L del colorante seleccionado, basándose en los experimentos realizados para el colorante naranja ácido 24 (Dávila-Solano et al., 2003) y se tomaron los parámetros de campo (pH, temperatura, conductividad, sólidos disueltos totales).

### **3.3.3 Espectro de absorción y curva de calibración del colorante**

La longitud de onda a la que se tiene la máxima respuesta de absorbancia con el colorante se determinó por medio de un barrido de color. Para ello se utilizó un espectrofotómetro Hach DR/4000 V y una solución de 250 mg/L de colorante.

---

---

Se determinó la curva de calibración del colorante para poder medir la concentración de colorante en el agua tratada por medio de espectrofotometría. El procedimiento para la obtención de la curva de calibración es el siguiente:

1. Se pesaron 0.25 g de colorante AD2 y se disolvieron en 1 L de agua desionizada para obtener una concentración de 250 mg/L.
2. De la solución anterior se tomaron 100 mL y se aforaron a 1000 mL con agua desionizada para obtener una concentración de 25 mg/L. Se disminuyó el pH a 3.5 con ácido sulfúrico, de acuerdo con Dávila-Solano et al. (2003).
3. De la solución de 25 mg/L se tomaron muestras de 100, 90, 80, 60, 40, 32 y 16 mL y se aforaron a 100 mL con agua desionizada.
4. Se midieron las absorbancias de las soluciones antes mencionadas con un espectrofotómetro Hach, a la longitud de onda determinada en la técnica de detección de color.
5. Con las absorbancias obtenidas y con las respectivas concentraciones se elaboró una gráfica para obtener la curva de calibración.

### **3.3.4 Determinación de la concentración presente en el agua residual**

Para obtener un agua residual con las características de un efluente de teñido de la industria textil se realizó el teñido de un pantalón de mezclilla blanco. El teñido se realizó de acuerdo a la técnica de la empresa Yucolor, S.A. de C.V. La técnica fue la siguiente:

Por cada litro de agua (de la llave) se añaden 5 g de colorante y 10 g de sulfato de sodio (en este caso se prepararon 15 L de agua).

1. Disolver el colorante en el agua y calentar el baño de tintura a 30°C
2. Meter la prenda y subir la temperatura a 50°C agitando continuamente por 15 min y llegar a 90°C en 30 min
3. Manteniendo el volumen del baño constante agregar el sulfato de sodio y dejar la tela 45 min.
4. Al término del tiempo, sacar la prenda y lavarla con agua fría en chorro desparramado, exprimir y secar.

El agua obtenida del lavado de la prenda y el agua de teñido se mezclan, esta mezcla se caracteriza.

### **3.3.5 Características toxicológicas**

Se realizaron pruebas toxicológicas al agua residual obtenida durante el teñido de la prenda con el microorganismo Vibrio fischeri y con las cepas TA98 y TA100 del microorganismo Salmonella typhimorium. Para el análisis toxicológico se siguieron los protocolos basados en las normas de la SECOFI (1995a), así como en regulaciones internacionales (Environment Canada, 1992).

---

---

### **3.4 Desarrollo de biomasa fúngica para acondicionamiento de los materiales orgánicos de soporte**

#### **3.4.1 Selección de la cepa**

La selección de la cepa estuvo basada en estudios previos que reportan al hongo Pleurotus ostreatus como una cepa capaz de llevar a cabo la biodegradación del colorante naranja ácido 24 (NA24) en biofiltros empacados con turba como soporte orgánico (Garzón y Moeller, 2005).

#### **3.4.2 Propagación para mantenimiento de la cepa del hongo (cultivo en medio sólido)**

Para el medio de cultivo sólido se pesaron 39 g de medio PDA, por sus siglas en inglés (Agar-papa- dextrosa) y se aforaron a 1L con agua desionizada, se tapó con papel aluminio. La solución se pone 10 min en agitación para que se disolviera mejor y posteriormente se esterilizó en autoclave durante 15 min a 120°C y 137.9 kPa. El medio de cultivo (caliente) preparado se vació en cajas petri, las cuales se sellaron con papel parafilm y se dejaron enfriar. Esto se realizó en una campana de extracción. Posteriormente, se sembró el hongo Pleurotus ostreatus tomando una muestra de éste, que provenía de un medio de cultivo sólido utilizado en otros experimentos, e introduciéndola dentro de las cajas petri en condiciones estériles (campana de extracción), se sellaron con “parafilm” y se pusieron a una temperatura de 25°C aproximadamente para que el hongo pudiera desarrollarse. Bajo estas condiciones, el hongo crece en un lapso de 10 a 15 días.

#### **3.4.3 Propagación masiva del hongo para acondicionamiento (cultivo en medio líquido)**

Para el medio de cultivo líquido se pesaron 15 g de medio MEB, por sus siglas en inglés (Caldo de extracto de malta) y se aforaron a 1L con agua desionizada. Se agitó y se vació en matraces Erlenmeyer de 100 mL. Los matraces se taparon con una bolita de algodón envuelta en gasa y al final se puso un tapón de papel aluminio, se selló el tapón y posteriormente se pusieron a esterilizar en autoclave durante 15 min a una temperatura de 120°C y una presión de 137.9 kPa. Cuando los matraces estuvieron fríos se depositó en ellos una muestra del hongo, la cual provenía de una cepa cultivada en un medio sólido (en condiciones estériles, es decir, dentro de una campana de extracción y cerca del fuego). Se taparon nuevamente y se pusieron en agitación a una temperatura de 25°C. Bajo esta temperatura se espera el crecimiento del hongo en un lapso de 10 a 15 días.

### **3.5 Evaluación del proceso de biofiltración sobre los materiales orgánicos autóctonos seleccionados**

#### **3.5.1 Montaje de los desarrollos experimentales para la biofiltración**

El volumen útil de cada uno de los biofiltros ya descritos era de 25 L. Dos de ellos estaban empacados con los materiales seleccionados en etapas anteriores y un tercero estaba empacado con turba, éste último funcionó como un blanco, pues se ha probado este material como medio de soporte para el tratamiento de agua residual con colorantes tipo

---

---

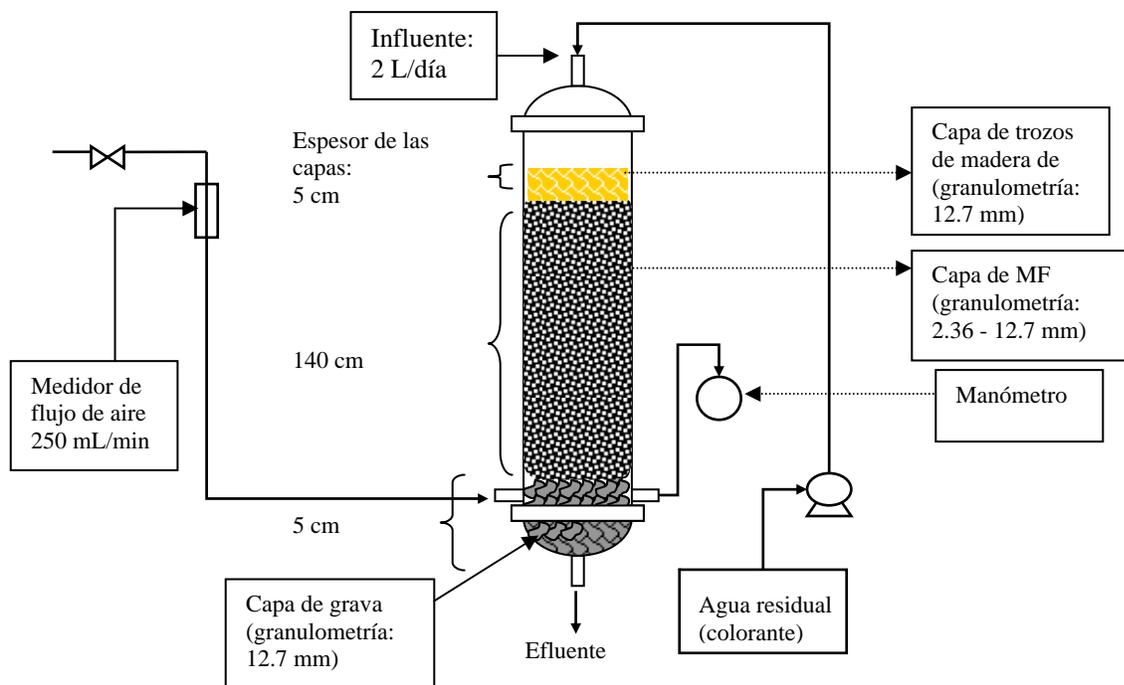
---

---

azo. Los biofiltros fueron aerobios, operados en continuo e inoculados con el hongo *Pleurotus ostreatus*.

### 3.5.2 Empaque con los materiales seleccionados

El material de empaque estuvo dividido en tres capas: la primera capa constituida por piedras pequeñas (grava, de diámetro máximo de 12.7 mm y cuyo espesor fue de 20 cm) que tienen la función de retener el medio filtrante y permitir una buena distribución del aire. La segunda capa estuvo constituida por el MF, de 140 cm de espesor y, la última, fue una capa delgada de trozos de madera que favorece la distribución del influente líquido sobre el MF y ayuda en la retención de partículas de gran tamaño, cuyo espesor fue de 5 cm (Fig. 3.2).



**Figura 3.2** Esquema de los biofiltros

### 3.5.3 Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros

La determinación del comportamiento hidrodinámico de los biofiltros se basó en las pruebas de vaciado según la metodología descrita por Garzón-Zúñiga et al. (2003), que tiene como objetivo obtener una fórmula que describa el comportamiento hidrodinámico de los biofiltros, a partir de la cual se puede calcular el tiempo de residencia hidráulica (TRH) en los mismos. Para ello se realizan los experimentos correspondientes a la metodología de las pruebas de vaciado descrita anteriormente en el punto 3.1.2.1.3.

---

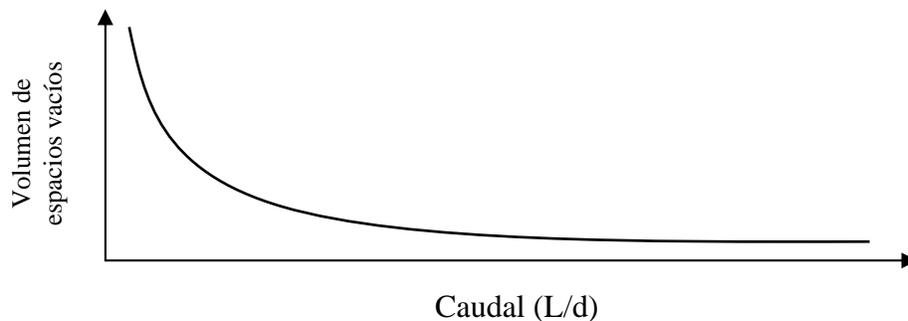
---

### 3.5.3.1 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 siguiente ecuación:

$$Q = \Delta \text{ volumen acumulado} / \Delta \text{ intervalo de tiempo} \quad (1)$$

En la Figura 3.3 se muestra el comportamiento de la curva teórica del volumen de espacios vacíos *versus* caudal.



**Figura 3.3** Curva teórica de espacios vacíos *versus* caudal

### 3.5.3.2 Determinación de la carga hidráulica (volumétrica)

Se obtiene la carga hidráulica utilizando la siguiente ecuación.

$$\text{Carga hidráulica} = Q/V_{MF} \quad (2)$$

donde:

Carga hidráulica ( $m^3 \cdot m^{-3} MF \cdot d^{-1}$ )  
Q= Caudal de alimentación ( $m^3 \cdot d^{-1}$ )  
 $V_{MF}$ = volumen del medio filtrante ( $m^3$ )

### 3.5.3.3 Determinación del tiempo de residencia hidráulica (TRH)

Para determinar el tiempo de residencia hidráulica se utiliza la siguiente ecuación (Garzón-Zúñiga, 2001):

$$TRH = V_t / Q \quad (3)$$

donde:

TRH= tiempo de residencia hidráulica  
 $V_t$ = Volumen total de agua residual en tratamiento (volumen correspondiente a la porosidad - volumen de espacios vacíos)  
Q= Caudal ( $2 L \cdot d^{-1}$ )

---

---

---

---

### 3.5.4 Parámetros de operación

El agua residual sigue un flujo descendente con un caudal  $Q=2 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$  en los tres biofiltros. Los tres BF estaban conectados a un manómetro para medir la pérdida de carga. La alimentación de aire fue introducida por la parte baja con un  $Q= 250 \text{ mL}\cdot\text{min}^{-1}$ . Los biofiltros fueron alimentados con un efluente sintético con una concentración de color de  $1500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y se aplicó un caudal de recirculación.

### 3.5.5 Seguimiento de los sistemas de biofiltración

En el influente y efluente de los biofiltros se midieron: pH, temperatura, conductividad (CND), pérdida de carga, demanda química de oxígeno (DQO), concentración de colorante, nitrógeno en forma de  $\text{NH}_4$ , fósforo en forma de  $\text{PO}_4^{3-}$  y toxicidad. El programa de muestreo y caracterización de la entrada y salida de los biofiltros se muestra en la Tabla 3.1.

**Tabla 3.1** Programa de seguimiento y control

Parámetro	PUNTO DE MUESTREO	FRECUENCIA
pH	Influente, efluente	Diario
Temperatura	Influente, efluente	Diario
CND	Influente, efluente	Diario
Pérdida de carga		Diario
DQO	Influente, efluente	3 veces por semana
Colorante	Influente, efluente	Diario
$\text{NH}_4$	Influente, efluente	3 veces por semana
$\text{PO}_4$ ,	Influente, efluente	3 veces por semana
Toxicidad	Efluente	3 veces a lo largo del proyecto
	Influente	1 vez a lo largo del proyecto
Compuestos orgánicos semivolátiles	Efluente	1 vez a lo largo del proyecto
Microorganismos mesófilos aerobios	Efluente	1 vez a lo largo del proyecto

#### 3.5.5.1 Métodos de análisis

Los métodos mostrados en la Tabla 3.2 están contenidos en los métodos estándar para análisis de aguas (APHA, 1992).

---

---

**Tabla 3.2** Técnicas utilizadas

<b>Parámetro</b>	<b>EQUIPO</b>
pH	Potenciómetro
Temperatura	Electrodo
Conductividad	Electrodo
DQO	APHA, 1992
Concentración de colorante	APHA, 1992
NH <sub>4</sub>	APHA, 1992
PO <sub>4</sub> <sup>-3</sup>	APHA, 1992

### **Toxicidad**

Se realizó de acuerdo al método de análisis CAHB6-19 del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (Environment Canada, 1992). Se define una unidad de toxicidad (UT) como el inverso de la inhibición del 50% de la población o EC<sub>50</sub> de acuerdo con Sprague y Ramsay (1965).

### **Compuestos orgánicos semivolátiles**

Se realizó de acuerdo al método de análisis CAQAC6-13 del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (US-EPA, 1998).

### **Microorganismos mesófilos aerobios**

Se realizó de acuerdo al método de análisis CAMB6-01 del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (DOF, 1994).

### **3.6 Montaje de un biofiltro de pulimento**

El biofiltro de pulimento es un cilindro de acrílico de 15.24 cm de diámetro y 85 cm de altura, con 13.68 L de volumen útil, operado bajo condiciones aerobias y en continuo. El biofiltro fue empacado con una mezcla de materiales autóctonos e inoculado con el hongo *Pleurotus ostreatus*. El biofiltro de pulimento fue alimentado con un Q= 2 L/d, con un caudal de aireación de 250 mL/min. El biofiltro fue alimentado con la mezcla de los efluentes de los tres primeros biofiltros.

El seguimiento de este biofiltro se llevó a cabo de manera similar a los tres primeros biofiltros.

---

---

### **3.7 Comparación del funcionamiento de los diferentes materiales en los biofiltros**

#### **3.7.1 Comparación estadística**

Con los resultados obtenidos en la etapa de biofiltración se llevó a cabo un análisis de varianza para poder determinar si hay diferencias significativas entre cada uno de los diferentes materiales de empaque. Se realizaron 2 análisis de varianza, uno con los resultados de la DQO y otro con los resultados de concentración de colorante.

De los resultados se obtuvo un material orgánico autóctono que puede sustituir a la turba como medio orgánico de empaque en sistemas de biofiltración para decoloración fúngica de efluentes industriales con colorantes azo.

---

---

## **CAPÍTULO 4**

### **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

---

---

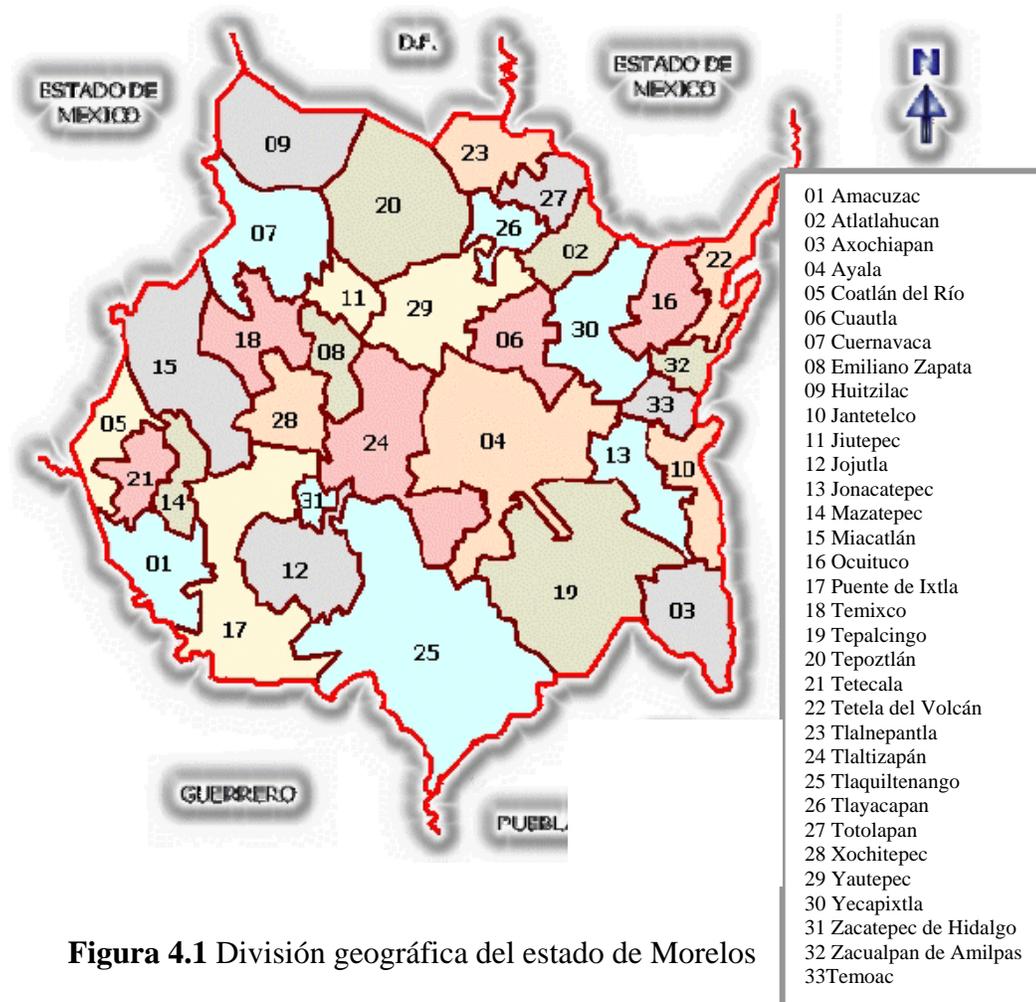
## 4.1 SELECCIÓN DE MATERIALES CON POTENCIAL PARA LA BIOFILTRACIÓN FÚNGICA

### 4.1.1 Determinación de la flora y uso del suelo del estado de Morelos

#### 4.1.1.1 Localización del estado de Morelos

El estado de Morelos es uno de los más pequeños de la República Mexicana, situado entre los paralelos 18°22' y 19°07' LN y los meridianos 98°30' y 99°37' LW, al Sur del Trópico de Cáncer, a una altitud de 1,480 m sobre el nivel del mar y con una temperatura promedio al año de 22.2°C.

La superficie del estado de Morelos es de 4.958 km<sup>2</sup>, cifra que representa el 0.25% del total nacional, ocupando el 30° lugar en relación con los demás estados. Se encuentra dividido en 33 municipios (Figura 4.1).



**Figura 4.1** División geográfica del estado de Morelos

Debido a la historia geológica de Morelos, su ubicación geográfica y su topografía entre otros factores, la entidad presenta una privilegiada riqueza natural, expresada en su

---

---

excepcional clima, su riqueza de suelos, su disponibilidad y abundancia de mantos acuíferos y manantiales.

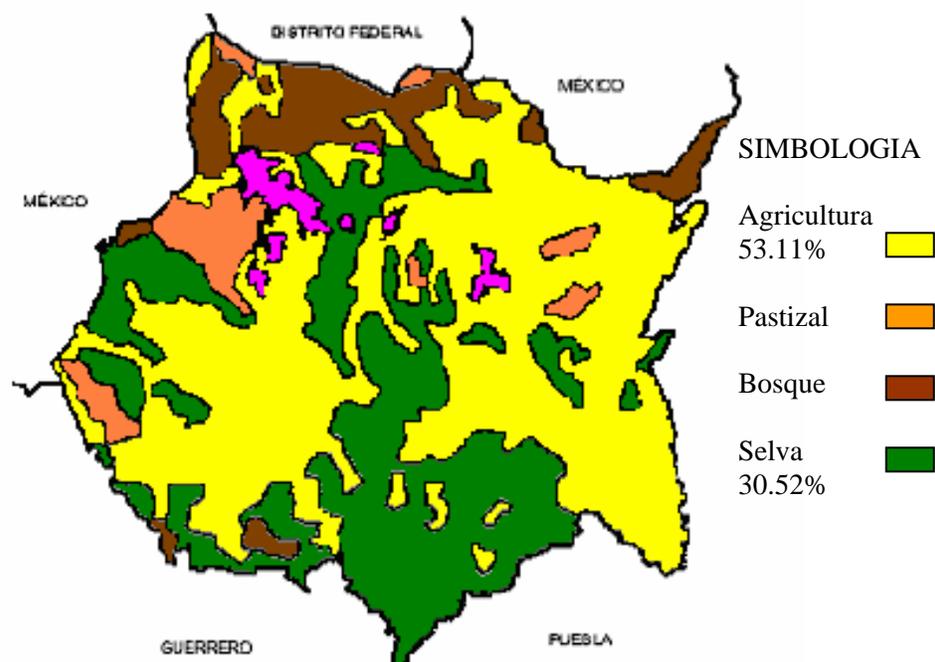
El estado de Morelos pertenece a la provincia del sistema volcánico, particularmente a la vertiente que se vincula con la depresión del río Balsas. Por el emplazamiento de la vertiente ubicada frente al ecuador, lo que propicia un alto grado de insolación, esto origina una mayor variedad y cantidad de plantas que dan lugar a un paisaje atrayente, en el que existe suficiente humedad.

Por esta razón se clasifica al estado de Morelos en el 13° lugar en el país por la importancia de su biodiversidad respecto a otros estados de la República Mexicana (García, 1997; Ordóñez y Flores, 1995).

#### 4.1.1.2 *Uso de suelo*

Los recursos forestales de la entidad se encuentran divididos en cuatro zonas: agrícola, pastizal, bosque, selva y otros (matorral, zona urbana).

La zona agrícola del estado comprende 53.11% de la superficie estatal, destacando la producción de caña de azúcar, arroz, maíz, cacahuete y sandía. El pastizal comprende 5.11% de la superficie estatal, el bosque 8.63% y la selva baja caducifolia 30.52% (Figura 4.2).



**Figura 4.2** Carta de uso de suelo y vegetación (INEGI, 2003)

El estado de Morelos, debido a su cercanía con el mayor núcleo de población del país, ha recibido una fuerte presión sobre sus recursos forestales, los cuales están siendo degradados

---

---

---

---

por presiones antropogénicas de diversa intensidad, con la consecuente desaparición de especies vegetales y animales que los componen.

Dentro del ámbito nacional, el bosque templado ha recibido un mayor interés por parte de los estudiosos del sector forestal, principalmente por su potencial maderable y de industrialización; por el contrario, el estudio de la selva baja caducifolia se ha descuidado en gran medida, a pesar de ocupar el segundo lugar en cuanto a superficie en la República Mexicana, con una extensión de 316,316 km<sup>2</sup> ocupando el 15.98% del total de la superficie del país (Flores et al., 1971).

#### ***4.1.1.3 Principales ecosistemas***

La flora de los municipios de Huitzilac, Cuernavaca, Atlatlahucan, Tlayacapan, Totolapan, Tlalnepantla, Yecapixtla, Ocuituco, Tetela del Volcán y Tepoztlán está constituida principalmente por bosque de pino encino y bosque de pino: oyamel, ciprés, cedro, encino, madroños y palo blanco.

En los municipios de Temixco, Jiutepec, Emiliano Zapata, Xochitepec, Ayala, Cuautla, Yautepec, Jojutla, Puente de Ixtla, Tlaltizapán, Tlaquiltenango, Zacatepec, Axochiapan, Jantetelco, Jonacatepec, Tepalcingo, Zacualpan, Temoac, Mazatepec, Tetecala, Miacatlán, Coatlán del Río y Amacuzac la flora está constituida principalmente por selva baja caducifolia de clima cálido (se caracteriza porque sus árboles pierden sus hojas durante la estación seca del año): jacaranda, tabachín, guamuchil, casahuate, carrizo, ceiba y bugambilia.

#### ***4.1.1.4 Lista de materiales seleccionados***

A partir de la información anterior se elaboró una lista de posibles especies presentes en los ecosistemas del estado de Morelos con potencial para ser usados en la biofiltración como sustitutos de la turba, las especies seleccionadas fueron:

- 1) Agave
- 2) Bagazo de caña de azúcar
- 3) Bugambilia
- 4) Casahuate
- 5) Cascarilla de arroz
- 6) Ceiba
- 7) Ficus
- 8) Guamúchil
- 9) Jacaranda
- 10) Tabachín

El agave se eligió porque se sabe que en la elaboración del alcohol se desecha toda la mata del mismo y recientemente en el estado de Morelos se ha comenzado a cultivar. El bagazo de caña de azúcar y la cascarilla de arroz se eligieron porque ambas especies son las más cultivadas en el estado. Ambos materiales tienen un valor comercial, pues se venden como combustibles; sin embargo, su precio es accesible. El resto de las especies seleccionadas

---

---

---

---

pertenecen a la selva baja caducifolia que ocupa el primer lugar como ecosistema natural del estado de Morelos y el segundo en la República Mexicana; además todas estas especies son plantas ornamentales de jardines particulares y áreas verdes urbanas del estado de Morelos, las cuales son objeto de podas frecuentes que generan grandes cantidades de desecho de estas especies, por lo que su disponibilidad es amplia y se pueden obtener sin necesidad de comprarlas. El costo asociado al material orgánico sería solamente el de la elaboración del medio (trituration y tamizado) y transporte.

Otras especies que no son autóctonas del estado de Morelos, pero que son representativas también de zonas tropicales y subtropicales y que pueden presentar potencial para la biofiltración fueron consideradas:

- 1) Bambú
- 2) Carrizo
- 3) Fibra de coco
- 4) Lirio acuático

El bambú es una especie originaria de Asia que ha sido introducida con éxito en varias zonas tropicales del mundo, incluyendo México, donde se utiliza como especie de ornato y además presenta características interesantes como su alta dureza y rápido crecimiento. El carrizo es una especie similar al bambú que crece en las riberas de lagos y arroyos de forma natural en México.

La fibra de coco se eligió debido a que últimamente se está utilizando en gran medida para la producción viverista y, además, es un desecho del consumo del coco. La selección del lirio acuático se hizo debido al problema de eutrofización de embalses o lagos como las Lagunas de Zempoala.

Una tercera opción es la de utilizar materiales procesados de desecho de jardín y de plantas de tratamiento de aguas residuales; esto es:

- 1) Composta
- 2) Vermicomposta

En las zonas urbanas del estado de Morelos se generan gran cantidad de desechos de jardín y en las zonas agrícolas desechos de cultivos. Algunos de ellos son utilizados para generar composta que puede aprovecharse, pero muchos otros son quemados a cielo abierto.

Por esta razón se propone la utilización de estos materiales para la biofiltración con lo cual, además se contribuye al control de la contaminación que generan dichos desechos. La vermicomposta y la composta se eligieron porque son desechos fáciles de conseguir y además se producen en el IMTA, donde se llevó a cabo la experimentación.

#### **4.1.2 Búsqueda bibliográfica de materiales**

La información recabada de cada uno de los materiales preseleccionados por su potencial para la biofiltración se presenta en orden alfabético en el Anexo I.

---

---

---

---

#### **4.1.2.1 Elección de materiales filtrantes**

En la Tabla 4.1 se muestra un resumen con las características encontradas de los materiales. Estas características fueron tomadas en cuenta para decidir cuáles de ellos eran los más recomendables para ser utilizados como medio filtrante en un sistema de biofiltración.

A continuación se presentan las razones por las que fueron elegidos cinco de estos materiales.

##### **Fibra de coco**

Además de las características fisicoquímicas presentadas, se mencionó que la fibra de coco es muy utilizada para la producción viverista y es muy estable, con una alta porosidad, alta capacidad de retención de humedad y posee alta densidad aparente; siendo esta última característica una medida indirecta de su resistencia a la degradación, lo que permite trabajar adecuadamente con ella. Además de su alta producción a nivel nacional y por la gran área geográfica en que se encuentra este material en nuestro país, puede extrapolarse su uso a otras áreas.

##### **Bagazo de caña de azúcar**

Su alta capacidad de retención de humedad y su contenido de lignina y celulosa lo hacen un material adecuado para el crecimiento del hongo Pleurotus ostreatus, además es un residuo de la industria azucarera y uno de los principales cultivos en todo el estado de Morelos y de las regiones con clima tropical del país.

##### **Casahuate**

Siendo una especie nativa, no se encontró en la bibliografía información acerca de sus propiedades fisicoquímicas; sin embargo, se sabe que en condiciones naturales (sin intervención del hombre) el hongo Pleurotus ostreatus crece en las ramas de este árbol, como lo menciona Luis F. Cariño (1991), en la revista México desconocido. El mismo autor menciona que el hongo Pleurotus ostreatus es también conocido como “oreja de casahuate”, debido a que en este árbol crece de forma adecuada.

##### **Jacaranda y tabachín**

A pesar de no encontrar información acerca de sus propiedades fisicoquímicas, estos materiales fueron elegidos debido a que forman parte importante de la biomasa que se genera como basura de jardines en las zonas urbanas de Morelos, por lo que son fáciles de obtener y porque al ser un desecho, por un lado no cuesta obtenerlos y por otro se soluciona el problema de su disposición. Además de que son abundantes en los jardines por tener gran aceptación por el colorido de sus flores.

**Tabla 4.1** Resumen de las características de los medios orgánicos

Nombre Común y científico	Observaciones	Nutrientes	Retención de humedad	pH	Porosidad	Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	Contenido de celulosa	Contenido de lignina
Agave/ <i>Agave tequilana</i>								9.3%
Bagazo de caña de azúcar	Gran abundancia		50%			0.07	56.60%	18.6%
Bambú/ <i>Bambusa vulgaris</i>			50-99%			600-900	61-71%	23.90%
Bugambilia/ <i>Bougainvillea spectabilis</i>	Ramas de poda muy delgadas							
Carrizo/ <i>Phragmites communis</i>	No hay gran abundancia en el estado de Morelos							
Casahuate/ <i>Ipomoea wolcottiana</i>	Presencia en la zona. Crecimiento natural de <u><i>Pleurotus ostreatus</i></u>							
Cascarilla de arroz	Granulometría muy fina	9.3-9.5%	10%		90.67%	0.14	40%	9-20%
Ceiba/ <i>Ceiba pentandra</i>	Madera muy blanda							
Composta	Material muy blando				26.70%			
Fibra de coco	Presencia de fábrica de procesamiento en Morelos, gran abundancia		512%	5.5-6.8	83-95%	200		33.8
Ficus/ <i>Ficus benjamina</i>	Resistente al cortado en pedazos, la madera se desgarrando formando fibras							
Guamuchil/ <i>Pithecellobium dulce</i>								
Jacaranda/ <i>Jacaranda mimosifolia</i>	Gran abundancia en jardines y vía pública							
Lirio acuático/ <i>Eichhornia crassipes</i>	No hay mucha disponibilidad en el estado de Morelos		463%		80.0%	0.20	30.25%	12.05%
Tabachín/ <i>Caesalpinia pulcherrima</i>	Abundancia en jardines y vía pública							
Vermicomposta	Facilidad de compactación	Nitrógeno: 2.5% Fósforo: 0.96%	70%	7.2				

Las casillas en blanco indican que no se tiene información.

---

---

### 4.1.3 Caracterización de los materiales

Los materiales elegidos fueron denominados con letras para un mejor manejo de los datos:

- **A:** fibra de coco
- **B:** bagazo de caña de azúcar
- **C:** tabachín
- **D:** jacaranda
- **E:** casahuate

Se realizaron los montajes experimentales que se muestran en la Figura 4.3 para realizar las pruebas de caracterización fisicoquímica, de conductividad hidráulica y toxicológicas correspondientes.



**Figura 4.3** Fotografía de los reactores con diferentes materiales orgánicos

#### 4.1.3.1 Pruebas de porosidad

A partir de las pruebas de vaciado se determinó la porosidad *in situ* de los diferentes materiales (ver Anexo II). Los resultados se muestran en la Tabla 4.2.

**Tabla 4.2** Porcentaje de porosidad de los diferentes materiales orgánicos

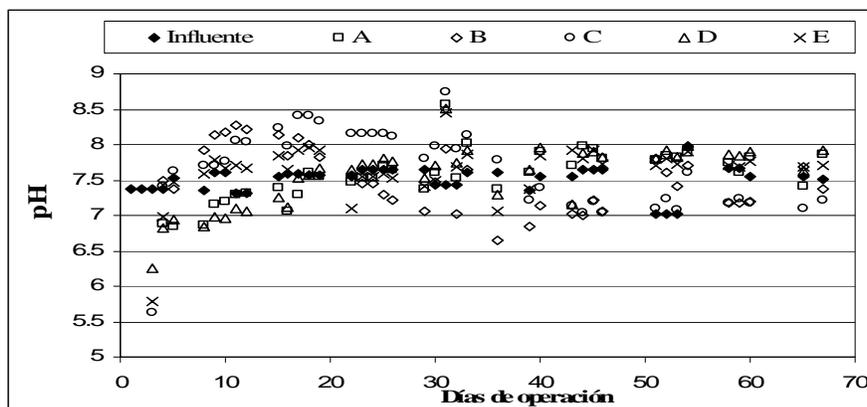
Material	% Porosidad
Fibra de coco	87.95
Bagazo de caña	76.15
Tabachín	74.90
Jacaranda	85.07
Casahuate	82.49

#### 4.1.3.2 Caracterización físico-química de los lixiviados y pruebas de conductividad hidráulica

Durante el arranque de un sistema de biofiltración se sabe que existe una etapa de maduración durante la cual los componentes químicos del material orgánico son lavados generando un lixiviado (Dávila-Solano et al., 2003). Es importante conocer si dichos componentes químicos no representan un problema para el hongo *Pleurotus ostreatus* que llevó a cabo la degradación, por ejemplo, si estos lixiviados son tóxicos o mortales para el inóculo. Por esta razón se estudia la composición de los lixiviados. Los resultados se presentan a continuación.

##### 4.1.3.2.1 Comportamiento del pH

En la Figura 4.4 se muestra el comportamiento del pH. Puede observarse que los primeros días, el pH en los efluentes de las cinco columnas es ácido, debido al lavado de los ácidos húmicos y fúlvicos contenidos en los materiales utilizados, de la misma manera que para la turba, como lo menciona Couillard (1994). A partir del día 5 de operación el pH tiende a aumentar a valores entre 7 y 8 hasta el final de la experimentación. Las columnas A (fibra de coco) y D (jacaranda) tienden al mismo comportamiento, los primeros 20 días mantienen valores menores a 7.5 de pH y a partir del día 25 y hasta el final del experimento a valores entre 7.5 y 8. Las columnas B (bagazo de caña) y C (tabachín) tienden a valores superiores a 7.5 al inicio de la experimentación y a partir del día 39 sus valores oscilan entre 7 y 8. En cuanto a la columna E (casahuate), su comportamiento es más estable que los otros teniendo valores durante toda la experimentación de 7.5 a 8 de pH. El pH del influente se mantuvo entre 7 a 8.



**Figura 4.4** Comportamiento del pH

---

---

#### 4.1.3.2.2 Comportamiento de la conductividad

En la Figura 4.5 se observa el comportamiento de la conductividad en las columnas. El influente se mantuvo con valores menores a  $0.5 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ , propios de un agua limpia. La columna A (coco) presentó valores de  $1.55 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$  del día 5 al 8 de operación, a partir del día 9 se presentó una disminución en la conductividad obteniendo valores al final de la experimentación de  $0.29 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ . La columna B (caña) presentó variaciones durante los primeros 40 días de experimentación, pues al inicio se observó una disminución de la conductividad pasando de valores de  $1.6$  a  $0.92 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ . Sin embargo a partir del día 12 y hasta el 22 se presentó un aumento de la conductividad. A partir del día 23 la conductividad tiende a disminuir hasta el final de la experimentación obteniendo un valor final de conductividad de  $0.22 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ . En la columna C (tabachín) se presentó una disminución de la conductividad que se mantuvo hasta el día 36 de operación, pasando de valores de  $2.72$  a  $0.36 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ . A partir del día 37 de operación se observa un incremento en la conductividad que perdura hasta el final de la experimentación con valores de  $0.73 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ . En el caso de la columna D (jacaranda) no se presentaron variaciones a lo largo de toda la fase experimental obteniendo un valor promedio de conductividad de  $0.29 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$  durante la operación de la columna. En la columna E (casahuate) se obtuvieron valores de conductividad al inicio y al final de la experimentación de  $0.79$  a  $0.39 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ , respectivamente, con una tendencia a disminuir durante los 68 días. En todos los casos la conductividad observada no representa un problema para los microorganismos.

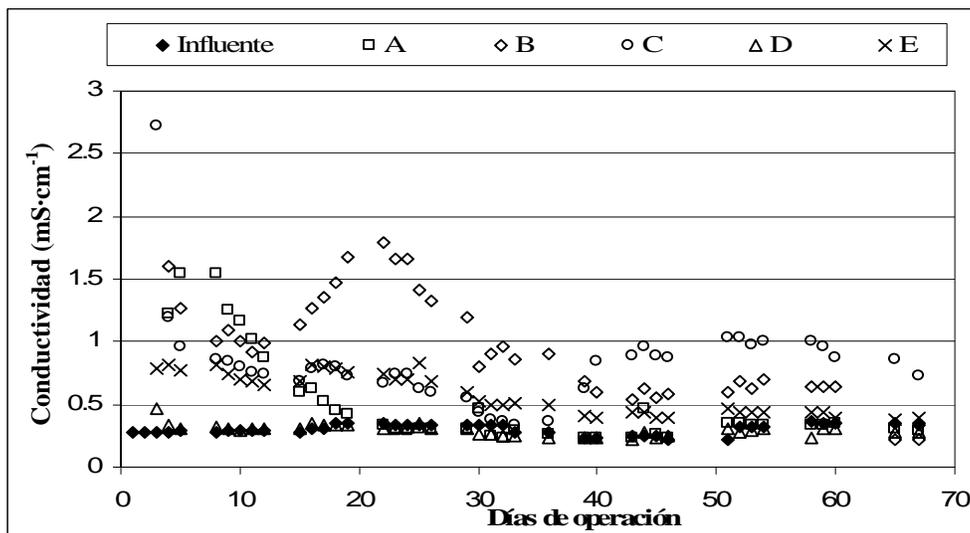
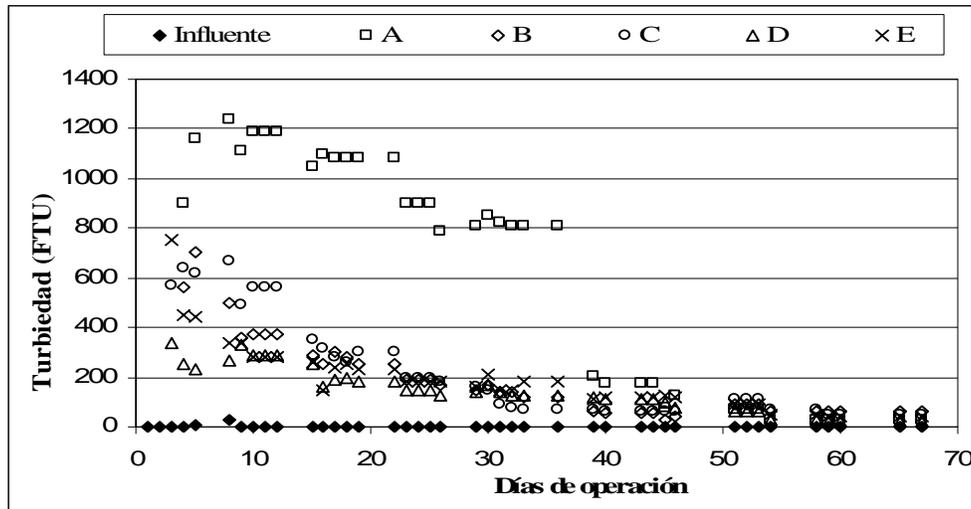


Figura 4.5 Comportamiento de la conductividad

#### 4.1.3.2.3 Comportamiento de la turbiedad

En la Figura 4.6 se presenta el comportamiento de la turbiedad en todas las columnas y el influente y en la Figura 4.7 se muestra la fotografía de los efluentes de los reactores. Se observa en la gráfica que el influente no presenta turbiedad ya que es agua potable. En las columnas B, C, D y E, se presenta una tendencia de la turbiedad a disminuir en toda la experimentación obteniendo valores finales menores a 60 FTU en todos ellos. En el caso de la columna A se puede observar que se presentan valores altos de turbiedad que van desde

820 hasta 1240 FTU durante los primeros 36 días de operación del sistema. A partir del día 37 se muestra una notable disminución de la turbiedad llegando a valores de 205 FTU el día 39 hasta valores de 30 FTU al final de la experimentación. Esta disminución se debe a que los primeros 36 días el material se estaba lavando y este lavado proporcionaba una fuerte coloración y turbiedad al agua del efluente. La turbiedad en todos los efluentes está dada por el color que le dan los ácidos húmicos y fúlvicos que proporcionan una coloración café al agua, esta coloración se va tornando más clara (amarilla) a medida que los materiales se van lavando.



**Figura 4.6** Comportamiento de la turbiedad en unidades de turbiedad (FTU, por sus siglas en inglés)

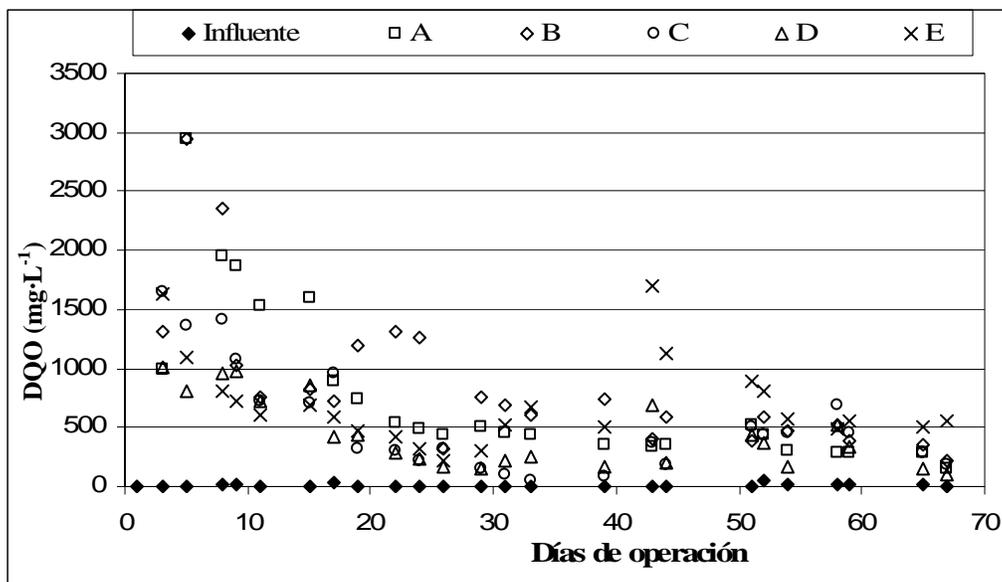


**Figura 4.7** Fotografía de los efluentes de los reactores

#### 4.1.3.2.4 Comportamiento de la DQO

En la Figura 4.8 se observa el comportamiento de la DQO del influente y del efluente de los sistemas. El influente se mantuvo en valores cercanos a cero durante la fase experimental. Al inicio de la operación de los sistemas se observa un incremento en el valor de la DQO de la columna A y B debido al lavado de los materiales que permite que el agua del influente vaya arrastrando las sustancias contenidas en los materiales. Estas dos fibras (de coco y de

caña) alcanzan los valores más altos de DQO, comparados con las otras columnas y es debido a que en estos materiales al tener partículas más pequeñas su lavado se lleva a cabo más fácilmente y el arrastre de las sustancias químicas que se encuentran presentes es mayor, obteniendo en ambos casos valores de  $3000 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de DQO (el día de operación 5). A partir del día 6 la columna A presenta una tendencia a disminuir llegando a un valor de  $157 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de DQO al final del experimento. En la columna B se presenta un comportamiento variable pero que tiende a disminuir al final del experimento, obteniendo un valor final de  $212 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Las columnas C y D presentan un comportamiento similar con una tendencia a disminuir durante la operación de los sistemas, obteniendo valores iniciales de  $1005$  y  $1654 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y finales de  $180$  y  $97 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , respectivamente. La columna E comenzó con una DQO de  $1637 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , la cual fue disminuyendo hasta valores de  $220 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  el día de operación 26, sin embargo a partir del día 27 se presenta un incremento en el valor de la DQO alcanzando  $1700 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  el día 43 y a partir de ahí una tendencia nuevamente a disminuir y a estabilizarse a valores entre  $500$  y  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  al final del experimento. El incremento observado del día 27 al 43 podría estar dado por la aparición de una cepa fúngica observada como una capa blanca en la parte superior de la columna. Como la columna esta empacada con casahuate, el cual en condiciones naturales es un medio propicio para la propagación del hongo Pleurotus ostreatus, el cual produce enzimas extracelulares que se utilizan para romper los enlaces de lignina y celulosa de las maderas y alimentarse de los productos intermediarios, al ser degradada la lignina y la celulosa se puedan formar nuevos productos que incrementen la DQO, además de las enzimas que también son oxidadas y contabilizadas en el análisis que determina la demanda química de oxígeno.



**Figura 4.8** Comportamiento de la DQO

Valores tan altos de DQO al inicio de la experimentación representan un problema cuando el sistema se opera a escala real, por lo cual se sugiere un tratamiento posterior a la biofiltración los primeros cuarenta días posteriores al arranque del mismo.

---

---

#### 4.1.3.2.5 Comportamiento de la temperatura

En la Figura 4.9 se puede observar el comportamiento de la temperatura en todas las columnas. Los valores se encuentran en un intervalo entre 20 y 25°C en todas ellas. El influente se encuentra en el mismo intervalo, lo que indica que no hubo variaciones de temperatura de los efluentes con respecto al influente, siendo ésta la temperatura ambiente entre los meses de julio a septiembre en Cuernavaca.

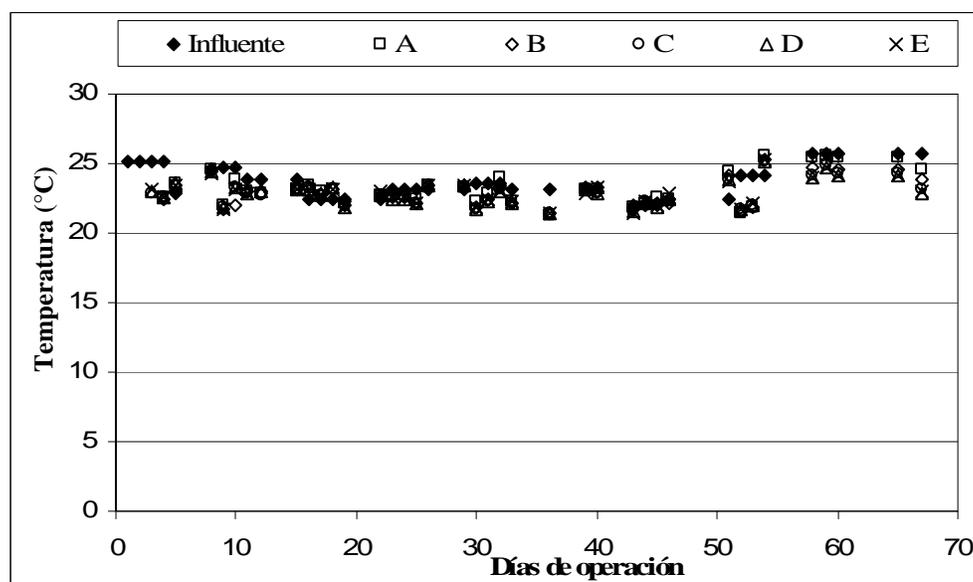


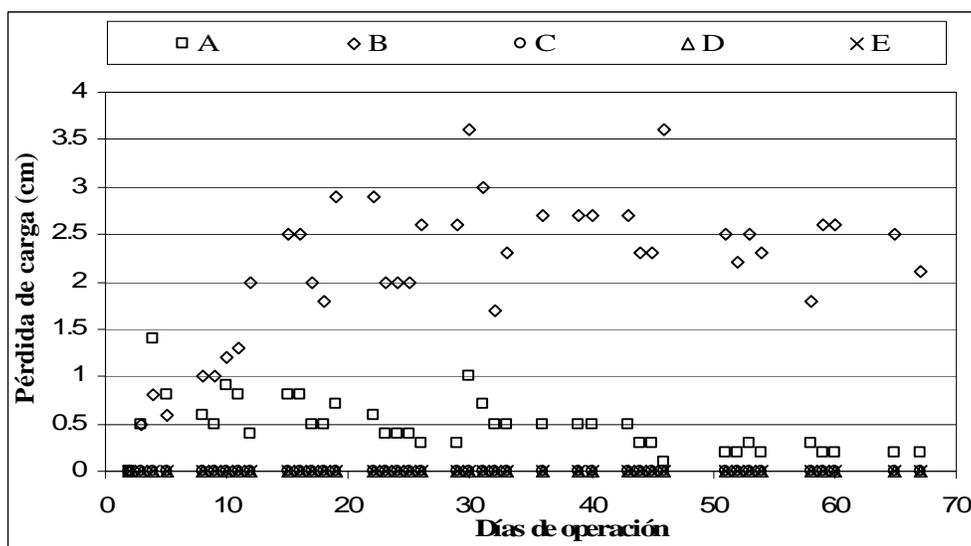
Figura 4.9 Comportamiento de la temperatura

Además de las características fisicoquímicas de los materiales es importante el comportamiento hidráulico del reactor al utilizar los diferentes materiales seleccionados.

#### 4.1.3.2.6 Comportamiento de la pérdida de carga

En la Figura 4.10 se presenta el comportamiento de la pérdida de carga del aire (dificultad del aire de atravesar la columna de material orgánico) en las columnas, la cual se mide de forma indirecta como la presión que se genera al interior de la columna y es medida con un manómetro que da lecturas de presión en centímetros de columna de agua. Se observa que las columnas empacadas con maderas, cuyos tamaños de partículas son más grandes, no presentan pérdida de carga en toda la experimentación debido a que el mismo tamaño les permite que haya más espacios vacíos por los que circulen los fluidos (agua y aire), por lo que los valores de presión permanecen muy cercanos a cero. Sin embargo, en las columnas A y B sí se presenta pérdida de carga, debido a su diámetro de partícula tan pequeño lo que permite mayor compactación y, por lo tanto, mayor facilidad para taponarse y un aumento en la pérdida de carga o un aumento de la presión necesaria para que el aire atraviese la columna. Se observa en la figura que la columna A presenta valores entre 1.5 y 0.5 cm los primeros 43 días y, a partir del día 44, se presenta una estabilización de la pérdida de carga

con valores de 0.2 cm. La columna B presentó la mayor pérdida de carga con un comportamiento muy variado, los primeros 16 días se presentó un aumento de la pérdida de carga con valores hasta 2.5 cm a partir del día 17 comienza una desestabilización del comportamiento de la pérdida que dura hasta el final de la experimentación obteniendo valores entre 1.7 hasta 3.6 cm, lo que indica que las fibras al irse desgastando provocan una variación en la cantidad de espacios vacíos presentes en la columna.



**Figura 4.10** Comportamiento de la pérdida de carga

#### 4.1.3.2.7 Comportamiento de los caudales de entrada y salida

En la Figura 4.11 se presenta el caudal del influente y de los efluentes. Durante toda la experimentación se mantuvo un caudal en el influente de  $2 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$ . Se observa que los primeros 4 días hay una absorción del agua dentro de las columnas, por lo que el caudal del efluente es menor que el del influente, con valores entre  $0.3$  a  $1.6 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$ . El día 8 se presenta el máximo caudal de los efluentes con valores superiores a  $2 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$  debido a la desorción del agua que había sido absorbida anteriormente. A partir del día 9 se puede observar que el efluente de todas las columnas mantiene un comportamiento relativamente constante con valores que tienden a un caudal de  $1.5 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$  en todas las columnas y del día 50 en adelante el caudal del efluente aumenta a  $1.75 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$  a excepción de la columna con tabachín que permanece en  $1.5 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$ , sin embargo el caudal del influente es de  $2 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$ , lo que nos indica que hay una pérdida por evaporación de aproximadamente  $0.25$  a  $0.5 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$ , lo que pudo ser causado por la baja humedad del aire alimentado a los reactores, el cual al pasar a través de la cama de medio orgánico filtrante sea humedecido y escape a la atmósfera saturado con  $\text{H}_2\text{O}$ .

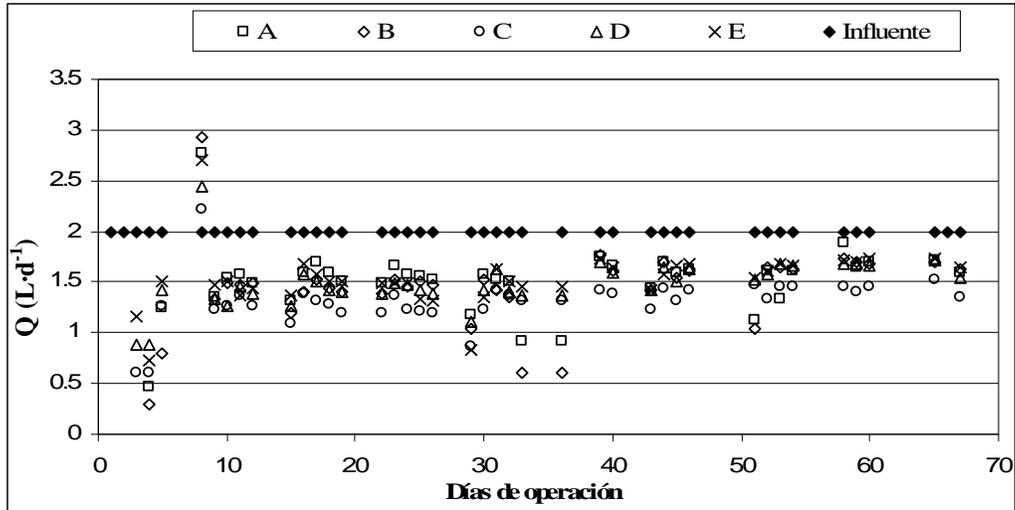


Figura 4.11 Comportamiento del caudal

#### 4.1.3.2.8 Curvas de adsorción

Un parámetro importante de los materiales orgánicos en los sistemas de biofiltración es la capacidad de adsorción de los mismos, por lo cual, en las Figuras 4.12 a 4.16 se presentan las curvas de adsorción del colorante Azul Directo 2 (AD2) en los diferentes materiales orgánicos utilizados en las columnas, utilizando una solución inicial de  $1,780 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de colorante, la cual fue puesta en contacto en un sistema de jarras utilizando diferentes cantidades de los materiales. Las curvas se determinaron durante diferentes tiempos, hasta que se encontró una estabilización de los datos en la mayoría de los puntos. Se utilizaron para cada material 0, 5, 10, 20, 30, 40 y 50 g de material orgánico

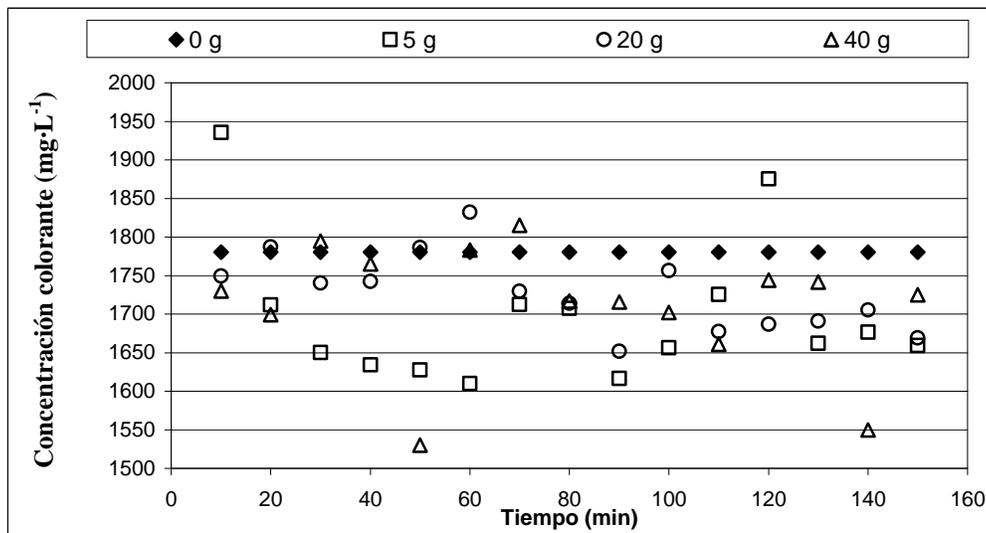


Figura 4.12 Curva de adsorción del colorante AD2 en la fibra de coco

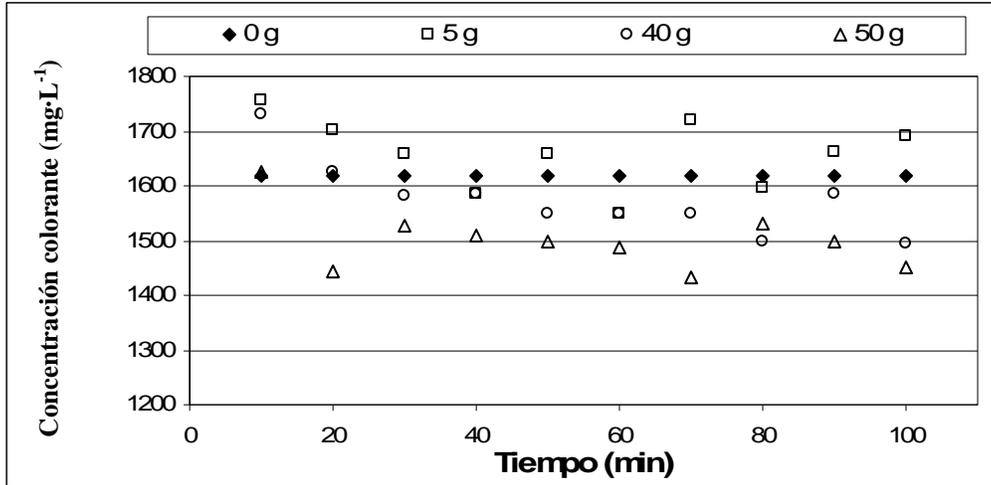


Figura 4.13 Curva de adsorción del colorante AD2 en el bagazo de caña

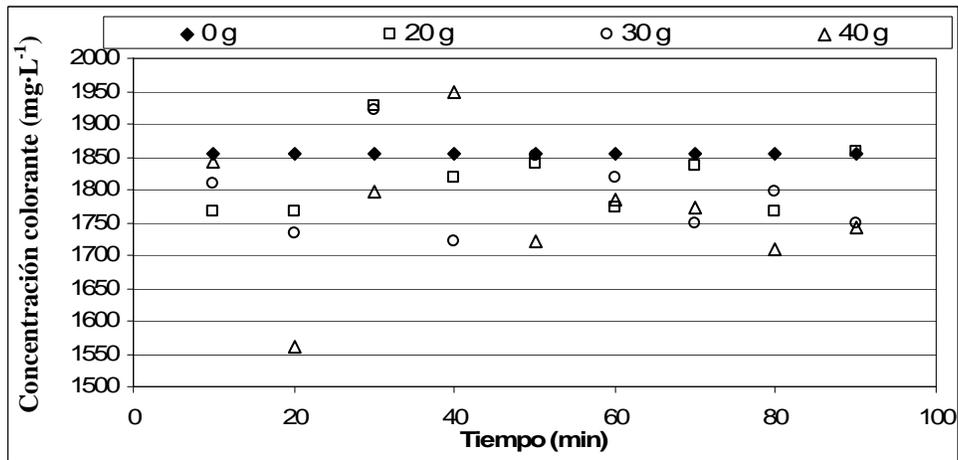


Figura 4.14 Curva de adsorción del colorante AD2 en el tabachín

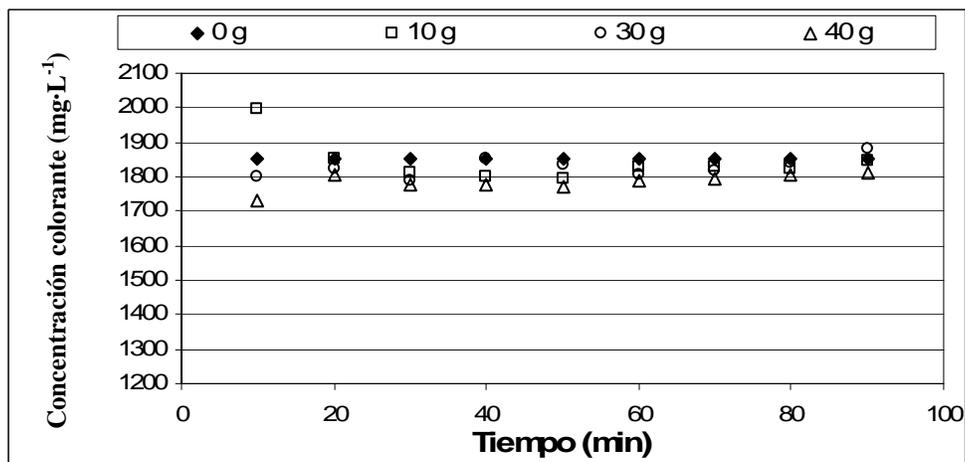
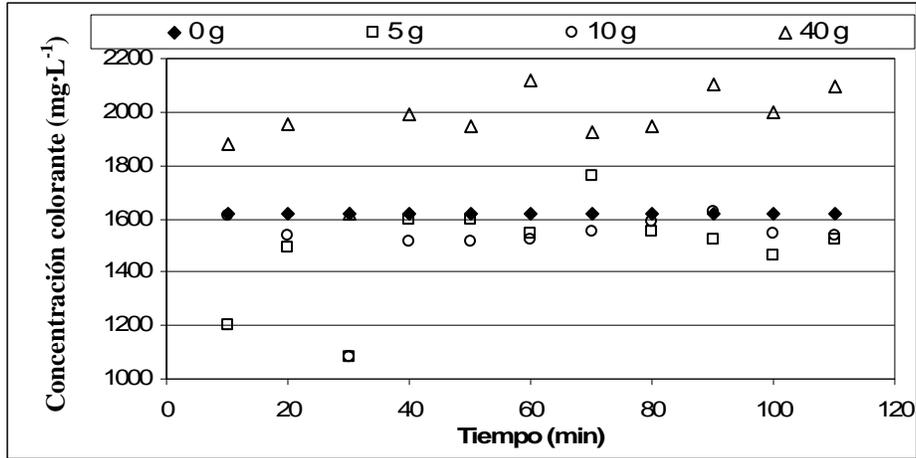


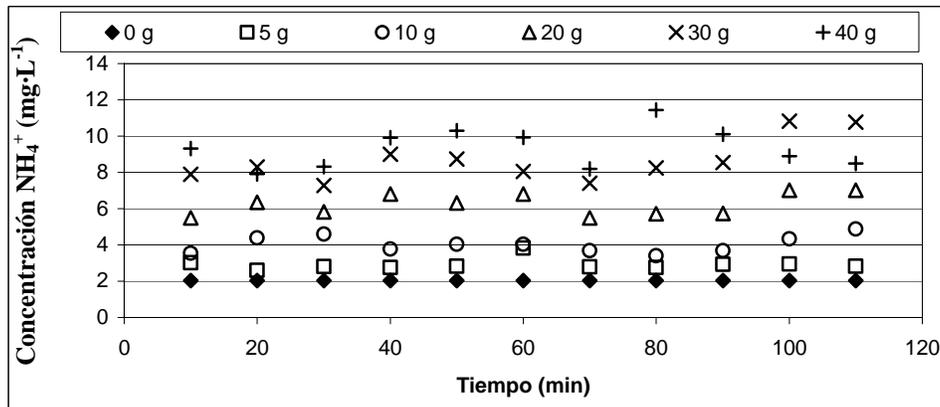
Figura 4.15 Curva de adsorción del colorante AD2 en la jacaranda



**Figura 4.16** Curva de adsorción del colorante AD2 en el casahuate

El comportamiento de la disminución de colorante en el medio líquido en ninguno de los casos anteriores se ajustó a una isoterma, por lo que no se presentan las mismas. Sin embargo, en general, se observó que los materiales muestran un comportamiento de adsorción y desorción del colorante en mayor o menor proporción dependiendo de la cantidad de material utilizado en cada caso. La adsorción se observó más claramente cuando se utilizaron entre 40 y 50 g de material a excepción del casahuate, ya que en este caso se observó un efecto contrario muy importante y constante desde el inicio, es decir, un aumento de color. Esto se debe a que en mayor o menor medida todos los materiales presentan un lavado de sustancias que están presentes de forma natural y que en muchos casos son moléculas de coloración fuerte.

Para tratar de eliminar la interferencia en los resultados, dada por la coloración de los lixiviados se realizaron también curvas de adsorción del nitrógeno amoniacal, por lo cual, se utilizó una solución de cloruro de amonio con concentración conocida ( $2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de  $\text{NH}_4^+$ ). Los resultados se muestran en las gráficas 4.17 a 4.21, en las cuales se puede observar que se presenta una desorción del nitrógeno amoniacal en todos los casos y por lo tanto tampoco hay ajuste de las curvas a las isotermas de adsorción, pudiéndose concluir que todos los materiales orgánicos seleccionados son ricos en nitrógeno amoniacal.



**Figura 4.17** Curva de adsorción de  $\text{NH}_4^+$  en la fibra de coco

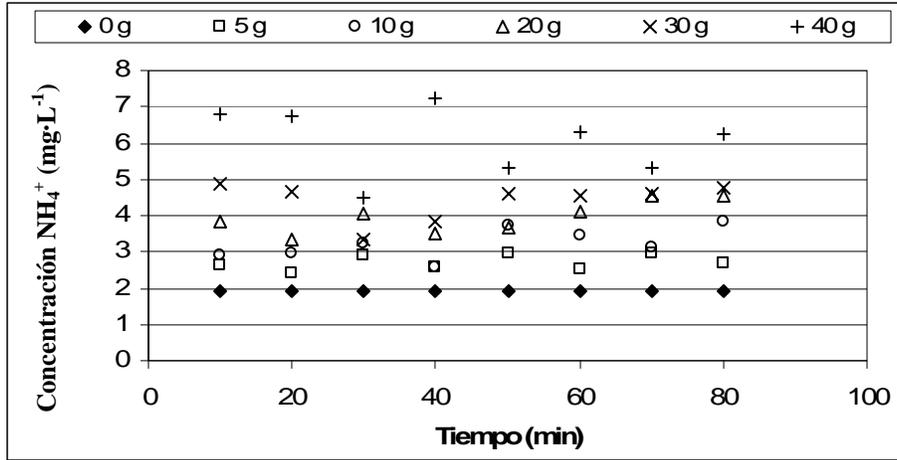


Figura 4.18 Curva de adsorción de  $\text{NH}_4^+$  en el bagazo de caña

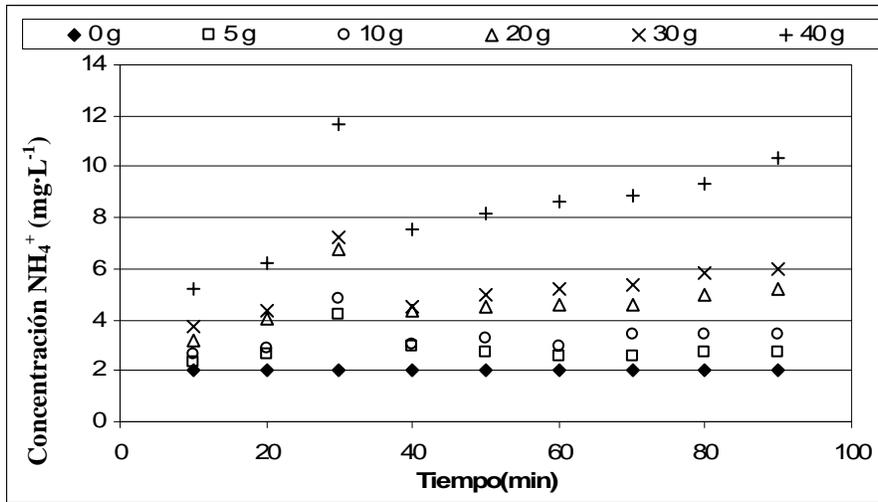


Figura 4.19 Curva de adsorción de  $\text{NH}_4^+$  en el tabachín

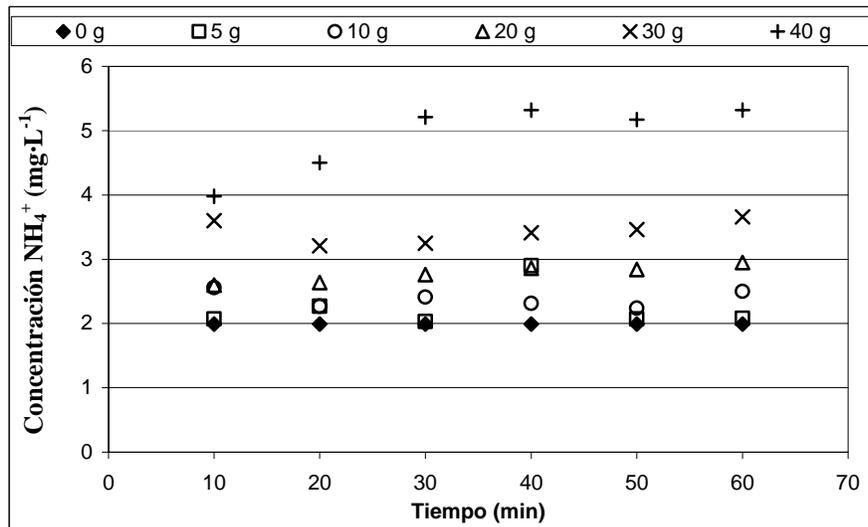
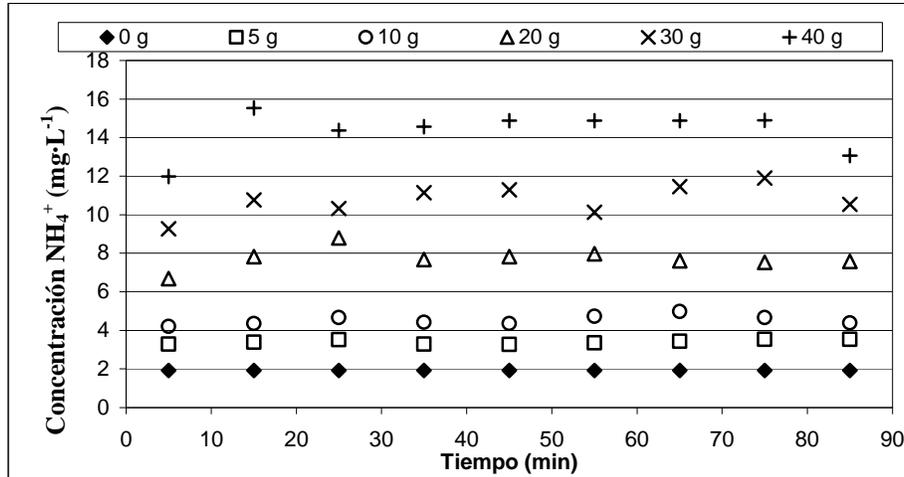


Figura 4.20 Curva de adsorción de  $\text{NH}_4^+$  en la Jacaranda



**Figura 4.21** Curva de adsorción de  $\text{NH}_4^+$  en el casahuate

Los resultados de las curvas de adsorción permiten ver a groso modo que los materiales orgánicos autóctonos no adsorben gran cantidad de contaminantes, lo cual indica que la remoción de los mismos se debió a la presencia de hongos y de otros microorganismos y no a un proceso de adsorción.

#### 4.1.3.3 Pruebas toxicológicas

Los resultados de las pruebas de toxicidad para *Vibrio fischeri* son los que se muestran en la Tabla 4.3, las muestras para estas pruebas fueron tomadas los días 9 y 46 a partir del comienzo de la alimentación de las columnas con agua limpia.

**Tabla 4.3** Toxicidad de los diferentes materiales orgánicos

Material	TOXICIDAD del efluente (UT : Unidades de toxicidad)	
	Día 9	Día 46
Fibra de coco	2.19	No se detectó
Bagazo de caña de azúcar	0.27	No se detectó
Tabachín	1.09	No se detectó
Jacaranda	0.41	No se detectó
Casahuate	No se detectó	No se detectó

Como se ha visto a través del análisis de otros parámetros, el lavado de los materiales orgánicos es más intenso durante los primeros días y posteriormente se presenta un estado de equilibrio. Se puede observar en la tabla que el efluente de la columna con casahuate no presentó toxicidad para *Vibrio fischeri* en ninguno de los días analizados, los cuales son representativos del periodo de generación intensa de lixiviados (día 9) y del periodo de

---

---

lavado de los materiales (día 46). El bagazo de caña y la jacaranda presentaron una baja toxicidad; el tabachín una toxicidad moderada y la fibra de coco una toxicidad importante durante el periodo de lixiviación. Sin embargo, después del periodo de lavado ninguno de los materiales presenta toxicidad.

#### **4.1.3.4 Pruebas de resistencia mecánica**

La compactación de los materiales en columnas de biofiltración es importante ya que a mayor compactación disminuyen los espacios vacíos en la columna (para el tránsito de los fluidos), con lo cual aumenta la posibilidad de taponamiento y fallo del sistema. En la Figura 4.22 se presenta la compactación de los diferentes materiales dentro de las columnas. Los primeros 11 días de experimentación corresponden a la etapa en la que se llevaron a cabo las pruebas de porosidad *in situ* de las columnas, que permitieron observar la compactación por reacomodo natural de los materiales.

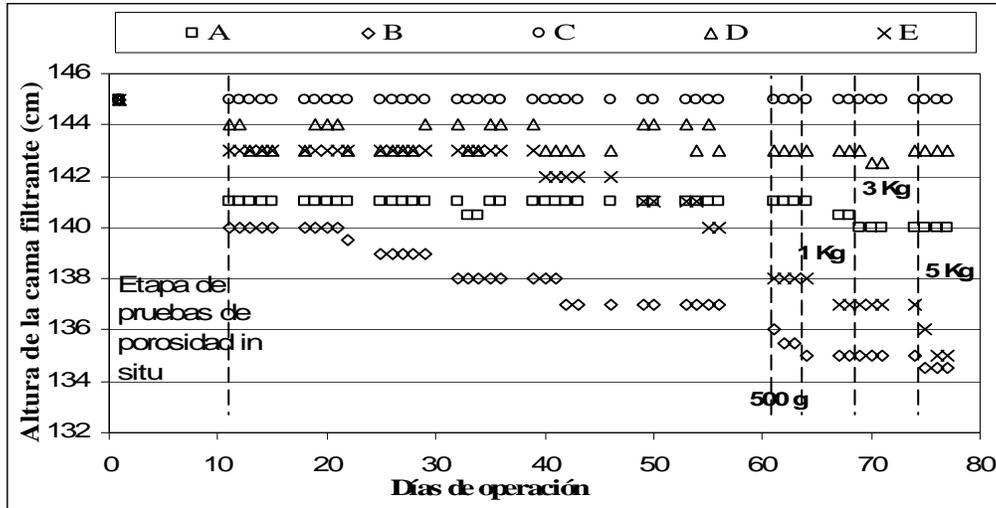
Durante las pruebas de determinación de porosidad, todas las columnas fueron llenadas hasta un volumen de 25 L que corresponden a una altura de 145 cm. En esta prueba, las columnas se sumergen en agua y luego se vacían o drenan por la parte baja, este procedimiento se realizó tres veces y al final se observó que la fibra de coco (A) se compactó 4 cm, el bagazo de caña (B) 5 cm, el casahuate (E) 3 cm, la jacaranda (D) 1cm y el tabachín (C) no se compactó. Posteriormente, durante la fase experimental de caracterización de los lixiviados, que duró del día 12 al 62, se observó una compactación natural adicional en ciertas columnas.

La columna A, al igual que la C, no presentó más compactación, teniendo valores de altura de 145 y 141 cm, respectivamente. En las columnas B y E el medio filtrante se continuó compactando llegando a 9 y 7 cm, respectivamente.

La columna D presentó un comportamiento variable, con una disminución y aumento de la cama de 1 cm, lo cual se explica porque cuando la madera se humedece se hincha y cuando su capacidad de adsorción está al límite tiende a desorber el agua.

Finalmente, entre el día 63 hasta el 77 se llevó a cabo la etapa de compactación acelerada, durante la cual se adicionaron diferentes presiones (pesos) sobre la columna. Estos pesos fueron de 0.5, 1, 3 y 5 kg.

Se puede observar en la Figura 4.21, que en la columna A disminuyó la altura de la columna un centímetro más con lo cual la compactación total fue de 5 cm, la columna B se compactó 1.5 cm más llegando a 10.5 cm, la columna C no presentó compactación alguna, la columna D se compactó hasta 4 cm siendo la altura final de 141 cm y en la columna E la reducción de la altura fue de 10 cm siendo la altura final de 135 cm, concluyendo así que el material que más se compacta es el bagazo de caña de azúcar (B) y el material que no se compacta es el tabachín (C).



**Figura 4.22** Comportamiento de la compactación

#### 4.1.4 Selección de los mejores materiales orgánicos para la biofiltración

En la Tabla 4.4 se presenta un resumen de los valores obtenidos de pH, pérdida de carga y altura del lecho para algunos días de operación de las columnas que representan las etapas de inicio y final del lavado de los materiales orgánicos en las mismas. En esta tabla se puede observar que en cuanto a los valores obtenidos de pH, los mejores materiales son el bagazo de caña y el tabachín pues presentan los valores de pH más bajos, los cuales son los más adecuados para la biofiltración fúngica ya que la cepa del hongo *Pleurotus ostreatus* debe mantenerse a pH ácidos ya que tiene un intervalo óptimo de actividad enzimática entre 3 y 4 unidades de pH (Kwang-Soo et al., 1997). Por otro lado, el pH más alto corresponde a la jacaranda y se sabe que los pH básicos degradan más rápidamente la madera por lo que el tiempo de vida del biofiltro disminuiría. Sin embargo, no existe diferencia significativa entre los valores de pH de las diferentes columnas.

**Tabla 4.4** Resumen de pH, pérdida de carga y altura del lecho

Material	pH		Pérdida de carga (cm)		Altura lecho (cm)	
	Día 10	Día 60	Día 10	Día 60	Día 1	Día 77
Fibra de coco	7.19	7.82	0.9	0.2	145	140
Bagazo de caña	8.17	7.19	1.2	2.6	145	134.5
Tabachín	7.76	7.17	0	0	145	145
Jacaranda	6.97	7.9	0	0	145	143
Casahuate	7.66	7.76	0	0	145	135

En cuanto a la pérdida de carga se puede observar que los valores más altos se presentan en el bagazo de caña lo que indica que es más difícil una buena conducción de los fluidos (agua y aire), pero en el caso de las maderas (tabachín, jacaranda y casahuate) al no haber pérdida de carga indica que la cantidad de espacios vacíos presentes en la columna permite

una buena conductividad hidráulica. Puede verse también que el bagazo de caña es el material que más se compacta a diferencia del tabachín que no presentó compactación a lo largo de la operación de las columnas, el hecho de ser el material que más se compacta no permite un paso adecuado de los fluidos, además de que no existirían suficientes espacios para que el hongo se desarrollara.

En la Tabla 4.5 se puede observar que, en cuanto a la conductividad eléctrica, el mayor problema se presentaría en la fibra de coco los primeros días, pues ésta es alta; sin embargo a medida que los materiales se lavan la conductividad disminuye y los valores obtenidos no representan un problema vital para los organismos que puedan existir en los materiales orgánicos, a pesar de que en el caso del tabachín la conductividad aumente al final del experimento, tampoco es un valor alto que pueda ocasionar problemas a los hongos.

En cuanto a la variación del caudal, se puede observar que en los primeros días de operación se presenta una mayor evaporación del efluente que va disminuyendo a medida que transcurren los días. En todas las columnas existe evaporación pero la menor se presenta en la columna de casahuate.

En lo que se refiere a la DQO se puede observar que, al inicio de la experimentación, la DQO es alta en todas las columnas, debido al lavado de los ácidos húmicos y fúlvicos contenidos en los diferentes materiales orgánicos y que el mayor valor lo encontramos para la fibra de coco, en tanto que el valor inicial más bajo corresponde al casahuate. A medida que transcurren los días, los valores van disminuyendo, observando que para el día 30 ya ha disminuido la DQO para la fibra de coco en un 73%, para el bagazo de caña en un 26%, para el tabachín en un 85%, para la jacaranda en un 85% y para el casahuate en un 59%. Para el día 60 de experimentación se presentan valores más altos de DQO para el tabachín, la jacaranda y el casahuate que los valores obtenidos en el día 30 lo cual podría ser explicado por la degradación de estas maderas, lo cual podría incrementar los valores de DQO y, en el caso del casahuate, podría estar relacionado con la aparición de un crecimiento fúngico. Como ya ha sido antes mencionado. También observamos que en el caso de la fibra de coco y el bagazo de caña la DQO continúa disminuyendo.

**Tabla 4.5** Resumen de conductividad, caudal del efluente y DQO

Material	Conductividad (mS·cm <sup>-1</sup> )		Q efluente (L·d <sup>-1</sup> )		DQO (mg·L <sup>-1</sup> )	
	Día 10	Día 60	Día 10	Día 60	Día 10	Día 60
<b>Fibra de coco</b>	1.16	0.35	1.54	1.7	1869	291
<b>Bagazo de caña</b>	1	0.64	1.48	1.68	1029	386
<b>Tabachín</b>	0.8	0.87	1.26	1.45	1071	453
<b>Jacaranda</b>	0.29	0.3	1.26	1.67	977	329
<b>Casahuate</b>	0.7	0.4	1.51	1.74	729	552

En la Tabla 4.6 se presentan los resultados obtenidos en la determinación de la granulometría y los contenidos de lignina y celulosa de los diferentes materiales. Se puede

observar que todos los materiales presentan aproximadamente 40% de lignina y 60% de celulosa, sólo la fibra de coco presenta una relación 50% y 50%.

**Tabla 4.6** Granulometría y contenido de lignina y celulosa en los materiales orgánicos

Material	Granulometría (cm)		Lignina (%)	Celulosa (%)
	Largo	Ancho		
Fibra de coco	polvo		49.5	50.5
Bagazo de caña	Polvo		37.9	62.1
Tabachín	2.4	0.5	41.1	58.9
Jacaranda	2.1	0.5	40.6	59.4
Casahuate	2.5	0.2	37.5	62.5

Con la información anterior y las características obtenidas de la revisión bibliográfica se seleccionaron los materiales a ser utilizados en la etapa de biofiltración fúngica.

A partir de los resultados anteriores se realizan algunas observaciones importantes:

- La fibra de coco y bagazo de caña presentaron una importante capacidad de retención de humedad.
- Las maderas presentan una baja capacidad de retención de humedad.
- Todos los materiales presentan una relación porcentual lignina/celulosa de aproximadamente 40/60. Únicamente la fibra de coco presenta una relación porcentual 50/50.
- La porosidad *in situ* fue menor para el bagazo y para el tabachín que para el resto de los materiales.
- El bagazo de caña y el casahuate son los materiales que presentan una mayor compactación.
- Todos los materiales generan lixiviados con color.
- El material que presentó mayor resistencia al paso de los fluidos fue el bagazo de caña, seguido por la fibra de coco.

A partir de estas observaciones, se decidió que los materiales orgánicos a utilizar como medio filtrante fuerán mezclas de maderas y fibras debido a que los trozos de madera confieren la rigidez estructural que necesita el medio para resistir largos periodos de operación sin degradarse a un punto en el que se desbaraten los materiales y se produzca tamponamiento del sistema y las fibras confieren una mejor continuidad de los líquidos en tratamiento dentro de los biofiltros, lo cual previene la formación de cortocircuitos; además, las fibras presentan una mayor retención de humedad lo que permite TRH más altos, logrando una mayor remoción de contaminantes. Se propone preparar dos mezclas diferentes y probar cada una en un biofiltro como sigue:

- BF1 (biofiltro 1):
  - 50% tabachín: que constituirá el soporte del biofiltro, pues es una madera que no se compacta, permite el paso del aire, contiene los espacios vacíos

---

---

para que la cepa fúngica se desarrolle y presenta los valores más bajos de pH.

- 50% fibra de coco: Tiene una alta porosidad, alta retención de humedad estabilidad y cantidad de nutrientes necesarios para el desarrollo del hongo.
- BF2 (biofiltro 2):
  - 40% jacaranda: constituirá el soporte del biofiltro, presenta una baja DQO y la más baja turbiedad, tiene el diámetro de partícula necesario para que exista una buena distribución del aire.
  - 40% casahuate: es el mejor medio para el desarrollo de la cepa fúngica, pues tiene los nutrientes necesarios, presenta una buena conductividad hidráulica; sin embargo, es susceptible a la degradación y compactación.
  - 20% bagazo de caña: permitirá obtener valores bajos de pH, además de ser un material con nutrientes suficientes para el desarrollo de la cepa, alta capacidad de adsorción y retención de humedad. También es un material susceptible a la compactación.

## 4.2 SELECCIÓN DEL COLORANTE AZO

### 4.2.1 Búsqueda bibliográfica de los colorantes más utilizados

Los colorantes más utilizados en la industria textil en la actualidad son los del tipo reactivo y directo, los cuales son usados para teñir el algodón. Los colorantes reactivos reaccionan con las moléculas de las fibras para formar enlaces químicos. Los colorantes directos pueden utilizarse directamente para el teñido sin necesidad de un agente fijador. Los colorantes directos son los más sencillos de aplicar y los más económicos en cuanto a costos de adquisición y aplicación. En la Tabla 4.7 se presentan las características típicas de los colorantes directos.

**Tabla 4.7** Características típicas de los colorantes directos (EPA, 1995)

<b>Tipo de colorante</b>	Directo
<b>Descripción</b>	Solubles en agua, son compuestos aniónicos, pueden ser aplicados directamente a las fibras celulósicas
<b>Fibras de aplicación típica</b>	Algodón, rayón, otras fibras celulósicas
<b>Fijación típica (%)</b>	70-95%
<b>Contaminantes típicos asociados con los colorantes</b>	Color, sales, agentes catiónicos, surfactantes, diluyentes

Los procesos de teñido donde se utilizan colorantes directos generan alrededor de 0.125-0.167 m<sup>3</sup> de aguas residuales por kg de producto terminado (15 a 20 galones de agua residual/ lb de producto terminado), según la EPA (1997). Los colorantes y pigmentos utilizados en las operaciones de teñido son la principal fuente de color en un efluente textil. En esta investigación, la prueba que se hizo dio una proporción de 0.025 m<sup>3</sup>/kg de ropa (pantalón), incluyendo el agua de teñido y la de enjuagado.

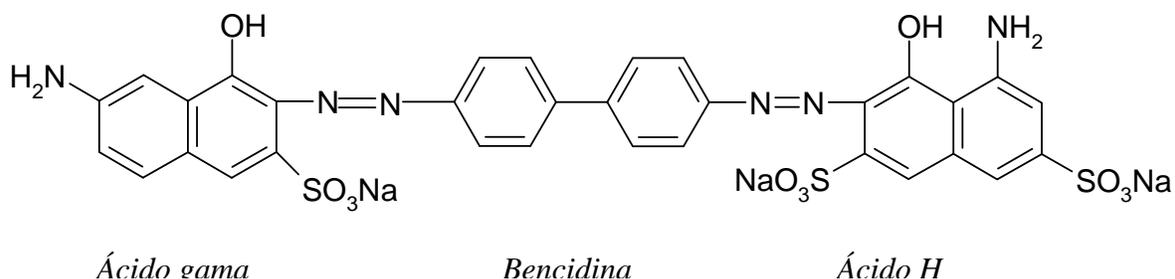
Un colorante utilizado para teñir principalmente el algodón (específicamente la mezclilla), la seda y el nylon es el colorante Azul Directo 2 (AD2), el cual es producido en el estado de Morelos por empresas de colorantes y utilizado en textileras de mezclilla dentro del mismo, razones que hacen a este colorante adecuado para ser utilizado en la degradación fúngica por medio de biofiltros.

El colorante AD2 es un colorante directo diazo (contiene dos enlaces azo), de matiz violeta profundo a negro y está catalogado con el número 22590 por la Sociedad de Tintoreros y Coloristas, fue descubierto por L.Gans y H. Hoffman en 1890 (The Society of Dyers and Colourists, 1971). Este colorante al estar presente aún en pequeñas concentraciones proporciona al medio una fuerte coloración, muy perceptible y poco estética. Además el Instituto Nacional para la salud y Seguridad Ocupacional de los Estados Unidos de Norteamérica (NIOSH, 1980) reporta que los colorantes cuya base es la bencidina son potencialmente cancerígenos para el ser humano.

### 4.3 CARACTERIZACIÓN DEL COLORANTE SELECCIONADO

#### 4.3.1 Estructura química

El colorante Azul Directo 2 es soluble en agua, poco soluble en etanol, ácido nítrico y ácido sulfúrico. Proviene de la reacción de bencidina con ácido H (1-naftol-3,6-ácido disulfónico-7-amino) o con ácido gama (1-naftol-3-ácido sulfónico-7-amino). Su estructura se presenta en la Figura 4.23.



**Figura 4.23** Estructura química del colorante AD2 (The Society of Dyers and Colourists, 1971)

#### 4.3.2 Características físico-químicas

Los resultados de las características son los mostrados en la Tabla 4.8.

**Tabla 4.8** Caracterización física del colorante AD2

pH	8.95
T (°C)	27.1
Conductividad (mS·cm <sup>-1</sup> )	0.31
Sólidos disueltos totales (g·L <sup>-1</sup> )	0.15

---

---

### 4.3.3 Espectro de absorción y curva de calibración del colorante

Para poder medir el color como concentración del colorante AD2 se realizó un análisis de espectrofotometría, se hizo un barrido y se encontró la longitud de onda máxima a la que se obtiene una respuesta, la cual está localizada a 575 nm con una absorbancia de 1.442. Posteriormente, con estos datos se elaboró una curva de calibración para el colorante AD2, que se muestra en la Figura 4.24.

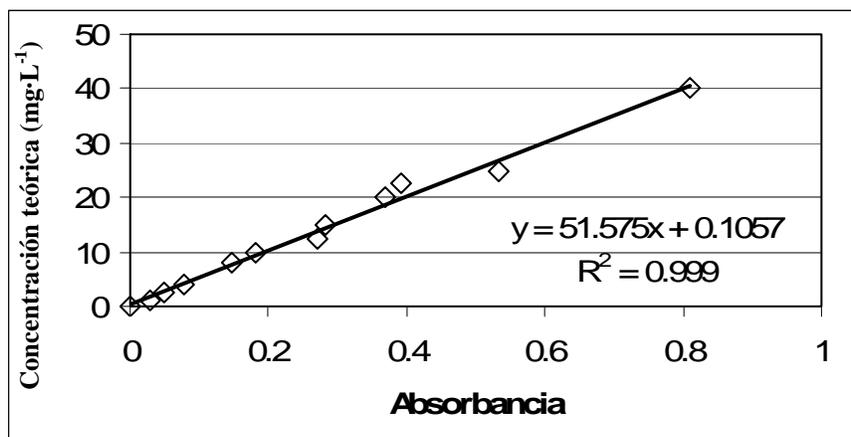


Figura 4.24 Curva de calibración del colorante AD2

Se realizó también la gráfica de concentración real *versus* concentración teórica obtenida a partir de los resultados de absorbancia (Figura 4.25), para verificar que la concentración real sea aproximada a la concentración teórica.

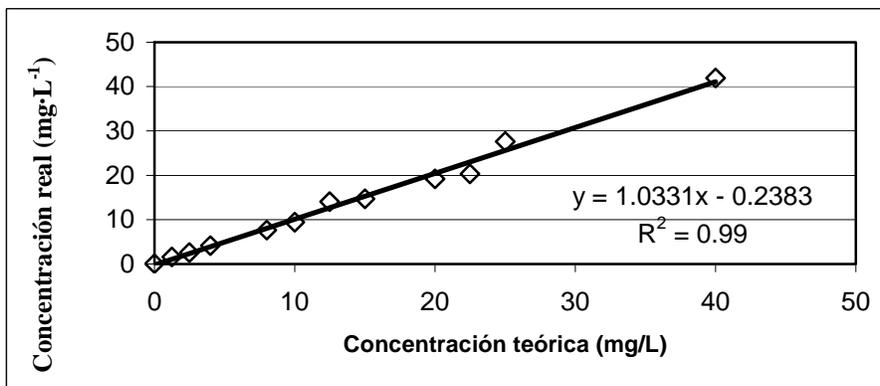


Figura 4.25 Concentración real *versus* concentración teórica

### 4.3.4 Determinación de la concentración presente en el agua residual

Después de realizar una prueba de teñido en el laboratorio, se determinaron las características del agua residual obtenida, las cuales se presentan en la Tabla 4.9.

---

---

**Tabla 4.9** Caracterización del agua residual de teñido

pH	8.86
Conductividad (mS·cm <sup>-1</sup> )	0.01
Temperatura (°C)	43
DQO (mg·L <sup>-1</sup> )	1495.6
Colorante AD2 (mg·L <sup>-1</sup> )	2972
COT (mg·L <sup>-1</sup> )	353

La concentración del colorante obtenida en el agua residual fue de 2972 mg·L<sup>-1</sup>, sin embargo no se sabe cuántas prendas son teñidas con el agua en una industria textil real ni tampoco si hay recirculaciones del agua de lavado, por lo que se opta por tomar como dato el mencionado por la EPA (1995), que dice que el colorante es fijado de un 70 a un 95%. Teniendo en cuenta que la concentración inicial es de 5000 mg·L<sup>-1</sup> (prueba de teñido) de color y tomando como porcentaje de fijación del color el 70%, se obtiene un efluente con una concentración de 1500 mg·L<sup>-1</sup>. Esta concentración se utilizó para alimentar a los biofiltros durante la experimentación, ya que representa un agua real.

#### 4.3.5 Características toxicológicas

Las características toxicológicas del agua residual obtenida del teñido y enjuagado del pantalón son las que se presentan en la Tabla 4.10.

**Tabla 4.10** Toxicidad del agua residual de teñido

Toxicidad (UT)	62.5*
Genotoxicidad (UT)	2.16 **

\* Para Vibrio fischeri

\*\* Para las cepas TA98 y TA100 con activación metabólica. La muestra induce mutaciones si es mayor a 2

Como se puede observar en la Tabla 4.10, la toxicidad del agua residual de teñido es alta debido a que durante el teñido de la prenda, el colorante se combinó con sulfato de sodio, lo que puede provocar que se generen nuevos subproductos que sean altamente tóxicos, además de que el sulfato de sodio por sí mismo es altamente tóxico.

#### 4.4 EVALUACION DEL PROCESO DE BIOFILTRACIÓN FÚNGICA SOBRE LOS MATERIALES ORGÁNICOS AUTÓCTONOS SELECCIONADOS PARA EL TRATAMIENTO DE AGUA RESIDUAL CON COLORANTES AZO

Se inocularon tres biofiltros con el hongo Pleurotus ostreatus tal y como ha sido señalado en el inciso 4.1.4 para el tratamiento de agua residual con colorante AD2; los biofiltros se constituyeron de la siguiente manera:

---

---

- 
- 
- BFT: 50% Turba, 50% trozos de madera de conifera, este biofiltro funciona como testigo.
  - BF1: 50% fibra de coco, 50% tabachín.
  - BF2; 40% casahuate, 40% jacaranda, 20% bagazo de caña.

Los diferentes medios filtrantes utilizados en los biofiltros se humedecieron al 65% antes de ser inoculados, tal como se describe en Garzón-Zúñiga (2001); esta humidificación dio una cierta estructura a las mezclas de materiales, lo cual ayuda a que el material se expanda y facilite la colonización de los mismos por la cepa fúngica.

Los tres biofiltros (ver Figura 4.26) fueron operados durante 225 días bajo las características mencionadas en el apartado 3.5.4. Inicialmente los tres biofiltros fueron alimentados con agua fresca (los primeros 7 días de operación), lo cual permitió que la cepa fúngica se desarrollara dentro de los sistemas, posteriormente se comenzó a alimentar con agua residual sintética cuya concentración de colorante AD2 fue de 500 mg/L (hasta el día de operación 17) para obtener un efluente ya tratado y comenzar a recircular el mismo en combinación con el influente cuya concentración de colorante fue de 1500 mg/L (a partir del día 18 de operación). Los biofiltros trabajaron con una carga hidráulica volumétrica de  $0.7194 \text{ m}^3 \text{ agua} \cdot \text{m}^3 \text{ MF} \cdot \text{d}^{-1}$ . El tiempo de residencia hidráulica para el BFT, BF1 Y BF2 fue de 3.95, 4.34 y 2.59 d, respectivamente (ver Anexo III).



**Figura 4.26** Fotografía de los biofiltros (BF2, BFT, BF1 respectivamente)

A partir del día de operación 135 se comenzó a operar el biofiltro de pulimento (BF3) alimentándolo con la combinación de los efluentes de los tres biofiltros mencionados anteriormente (BFT, BF1 y BF2). El BF3 (ver Figura 4.27) estuvo empacado con 70% tabachín y 30% bagazo de caña e inoculado con el hongo *Pleurotus ostreatus*.



**Figura 4.27** Fotografía del biofiltro BF3

#### 4.4.1 Concentración de colorante

Durante la fase experimental se aplicaron cuatro diferentes cargas volumétricas de colorante a los biofiltros, a excepción del biofiltro de pulimento, las cuales corresponden a las diferentes concentraciones de colorante que se utilizaron. En la Tabla 4.11 se muestran los valores de las diferentes cargas utilizadas en cada biofiltro.

**Tabla 4.11** Cargas orgánicas volumétricas aplicadas durante la fase experimental

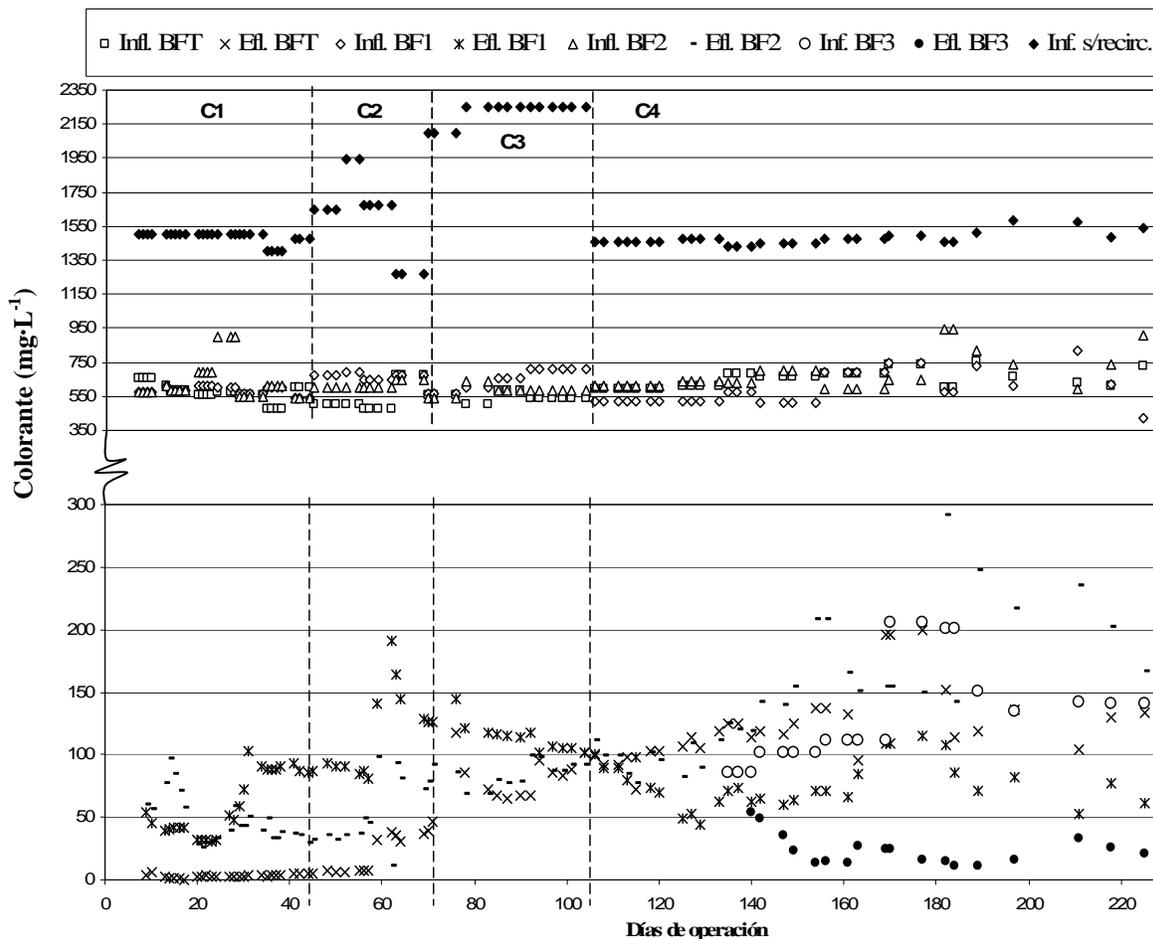
	Días de operación	Colorante (mg/L)	Carga volumétrica de colorante (kg colorante·m <sup>-3</sup> ·d <sup>-1</sup> )		
			BFT	BF1	BF2
C1	0-45	1480	0.37	0.34	0.57
C2	46-69	1610	0.41	0.37	0.62
C3	70-106	2220	0.56	0.51	0.86
C4	107-225	1470	0.37	0.34	0.57

En la Figura 4.28 se puede observar el comportamiento de la remoción de colorante en los diferentes biofiltros. En la carga uno (C1), correspondiente a una concentración de 1500 mg·L<sup>-1</sup> de colorante AD2 en el influente sin recirculación, se puede observar que los influentes con recirculación se mantienen entre 550 y 650 mg·L<sup>-1</sup>, mientras que los efluentes de los tres biofiltros se mantienen en valores menores a 100 mg·L<sup>-1</sup> de color, obteniendo remociones superiores al 92% en los tres biofiltros, pero con una tendencia estable más visible en el BFT con remociones superiores al 99.5% (ver Figura 4.29).

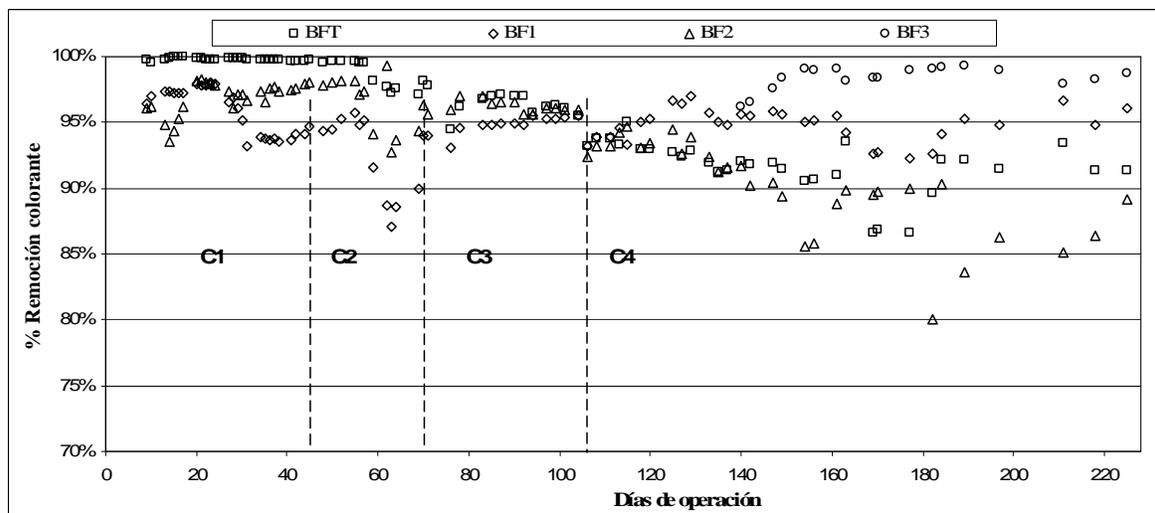
Con la C2, la concentración de colorante en el influente aumentó a valores hasta de 1950 mg·L<sup>-1</sup>, por lo que en el efluente se presenta un aumento en la concentración de color y, por lo tanto, una disminución en el porcentaje de remoción de color en todos los biofiltros, obteniendo un comportamiento variado en el BF1 y BF2, mientras en el BFT se presenta

una clara tendencia al incremento en la concentración de color, con remociones promedio de 99%, 93% y 97% para el BFT, BF1 y BF2, respectivamente.

Con la carga C3, que corresponde a una concentración aún mayor de colorante ( $2250 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ) en el influente sin recirculación, se observa que después de diluirse con la recirculación, el influente en los tres biofiltros se mantiene en valores entre 500 y 700  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , mientras que los efluentes mantienen un comportamiento variable. El BFT y BF2 mantienen el mismo porcentaje de remoción de colorante y el BF1 tiende a disminuir, pero todos tienden a un valor de salida de aproximadamente  $100 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , lo que equivale a una remoción general del sistema del 96% aproximadamente (ver Figura 4.28) en los tres biofiltros. Esto implica que el aumento en la carga de colorante es neutralizado en gran parte por la dilución obtenida con la recirculación y la eficiencia general tan sólo se ve afectada entre 0.5 y 2.0% dependiendo del biofiltro. Durante este periodo, los valores promedio de concentración de colorante en el efluente son 77, 116 y 84  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para el BFT, BF1 y BF2, respectivamente.



**Figura 4.28** Comportamiento del colorante (BFT=turba, BF1=tabachín y fibra de coco, BF2=jacaranda, casahuate y bagazo de caña, BF3=tabachín y bagazo de caña)



**Figura 4.29** Porcentaje de remoción de colorante

Al aplicar la carga volumétrica de colorante C4, que corresponde a concentraciones en el influente aproximadamente de  $1500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de color (similar a C1), se presenta una estabilización en los valores del influente con recirculación durante los días 107 al 184 (entre  $500$  y  $750 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ) y a partir del día 185 al aumentar ligeramente los valores del influente se presenta un comportamiento variable en los valores del influente con recirculación obteniendo concentraciones entre  $400$  y  $950 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los tres biofiltros. En lo que respecta a los efluentes durante este periodo se observa lo siguiente:

- El BFT tiene un comportamiento variable con una tendencia a estabilizarse después del día 184 con un valor promedio, a partir de este día y hasta el final de la experimentación, de  $122 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de colorante, lo que representa un porcentaje de remoción promedio de 92%.
- El BF1 presentó un comportamiento más estable durante esta etapa oscilando en valores entre  $50$  y  $120 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , obteniendo una remoción promedio de 95% a partir del día 184.
- El BF2 presentó inicialmente un comportamiento que sigue más o menos el del BFT, pero después del día 160 cambió aumentando su variabilidad, finalmente disminuye del día 184 en adelante. Durante este periodo la mínima eficiencia de remoción fue cercana al 80% y hacia el final tiende al 90%.

A partir del día 135 aproximadamente (aplicándose la carga C4), se comenzó a operar el biofiltro de pulimento BF3. El influente que se alimentó fue muy variable ya que era directamente afectado por los cambios que presentaban los efluentes de los otros tres biofiltros. Sin embargo, un promedio del valor del influente durante la operación de este biofiltro fue  $133 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . La concentración de colorante durante los primeros 15 a 20 días tendió a disminuir debido al lavado de los componentes de los materiales orgánicos (ácidos fúlvicos) y del día 162 al final de la fase experimental su concentración promedio fue  $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de colorante, lo que representa un porcentaje de remoción de 86% (respecto a su propio influente).

Como se puede observar de los resultados anteriores, el influente cuya concentración inicial de color es de  $1500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  al pasar por un primer biofiltro de remoción y un segundo biofiltro de pulimento da como resultado un efluente con una concentración de color de  $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , lo que representa una remoción total de color del 98.6%.

#### 4.4.2 Demanda química de oxígeno

En la Figura 4.30 se presenta el comportamiento de la DQO en el BFT. Se ve que el influente sin recirculación es el mismo para los biofiltros BFT, BF1 y BF2. Durante la primera etapa, que corresponde a la carga C1, se observa que el influente se mantiene constante en  $650 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de DQO. El influente con recirculación tiene un elevado incremento llegando a valores aproximados de hasta  $1600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  que, a partir del día de operación 20, comienza a descender para finalizar esta etapa con un valor de  $310 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . El incremento que se presenta los primeros días de operación se debe a que los materiales se están lavando y, por lo tanto, se arrastran sustancias como los ácidos húmicos y fúlvicos que incrementan el valor de la DQO. El efluente en esta etapa tiende a disminuir obteniendo valores cercanos a  $100 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de DQO, con un porcentaje de remoción promedio de 65% (ver Figura 4.34). Durante la carga C2, la concentración del influente con recirculación es de  $343 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en promedio, obteniéndose un porcentaje de remoción promedio de 75%. Durante la fase correspondiente a C3 se presenta un aumento de la DQO en el influente alcanzando valores hasta de  $1050 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , lo cual corresponde al incremento en la carga volumétrica de colorante. El influente con recirculación tiende también a aumentar alcanzando valores de  $800 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  mientras que el efluente a pesar de presentar un comportamiento variable no es fuertemente afectado por el incremento en la carga, lo que permite obtener un valor promedio de la DQO de  $260 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  con un porcentaje de remoción de 63%. Durante la última fase (C4) se puede observar que el influente presenta un comportamiento variable, al igual que el influente con recirculación, mientras que el efluente se mantiene con una ligera tendencia al incremento, superando en algunos casos el valor del influente con recirculación, obteniendo en algunos puntos porcentajes de remoción negativos. Al final del experimento se vuelve a presentar una disminución en el valor de la DQO, obteniendo un valor al final del experimento de  $420 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de DQO con un porcentaje de remoción de 44%.

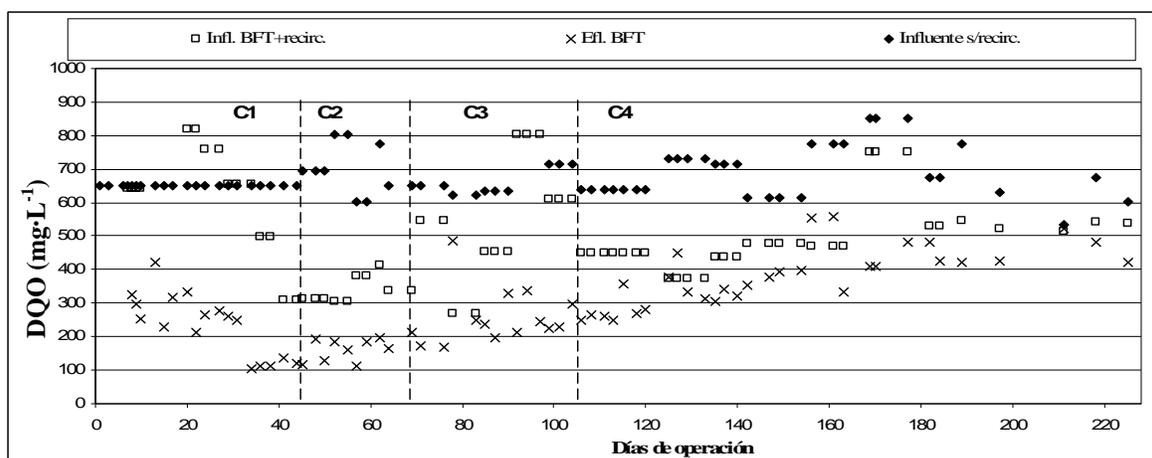


Figura 4.30 Comportamiento de la DQO en el BFT

En la Figura 4.31 se presenta el comportamiento de la DQO en el BF1. En ella se puede observar un comportamiento similar al del BFT en cuanto al aumento inicial y posterior disminución debido al lavado de los materiales, pero menos marcado, ya que la DQO sólo desciende ligeramente por debajo de la DQO del influente. Esto se debe tal vez a que la capacidad de adsorción de la turba es mayor. Esta ligera tendencia a disminuir la DQO se mantuvo a todo lo largo del periodo experimental. Los porcentajes de remoción promedio para cada periodo fueron 0, 24, 41 y 40% para C1, C2, C3 y C4, respectivamente.

En la Figura 4.32 se presenta el comportamiento de la DQO en el BF2. Durante los primeros 24 días de operación (C1) la DQO del efluente es mayor que la del influente debido al lavado de los materiales, a partir del día de operación 25 y hasta el último día correspondiente a esta carga el efluente va disminuyendo hasta alcanzar una DQO de 375  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  con un porcentaje de remoción de 46%, el día de operación 45. Durante la carga C2 se presentaron fluctuaciones, tanto en el influente como en el efluente, obteniéndose un porcentaje de remoción promedio de 33%. Sin embargo, en este biofiltro a partir del día 55 de operación, en varias ocasiones la DQO del influente más la recirculación fue superior a la del influente original. No obstante presentó una remoción promedio durante la carga C3 de 28%. Pero para la etapa C4 la remoción fue negativa en muchas ocasiones.

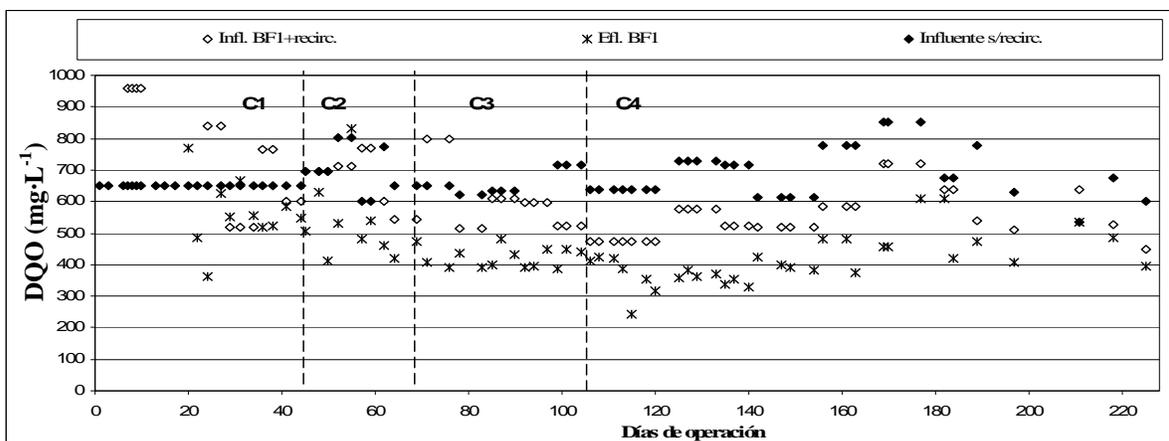


Figura 4.31 Comportamiento de la DQO en el BF1

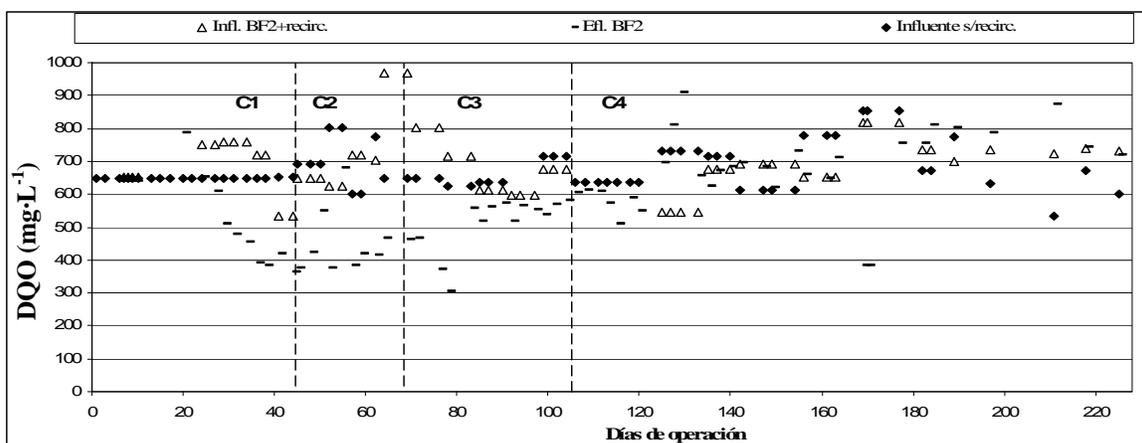


Figura 4.32 Comportamiento de la DQO en el BF2

No se obtienen altos porcentajes de remoción de DQO ya que las sustancias que se están generando dentro de los biofiltros, debidas a la ruptura de enlaces, así como las generadas por degradación de los materiales y la acción enzimática de los hongos, contribuyen al aumento de la DQO, lo que puede corroborarse con los resultados de remoción de colorante, ya que las altas remociones de color indican que el valor de la DQO no se debe a la presencia del colorante AD2, pero sí tal vez a los productos intermedarios de degradación. En la Figura 4.33 se presenta el comportamiento de la DQO en el BF3, el cual se comenzó a operar a partir del día 135. La gráfica de los primeros 20 días de operación de este biofiltro indica que, el influente mantiene valores cercanos a 400 mg·L<sup>-1</sup> de DQO, mientras que el efluente presenta valores elevados. Probablemente durante estos días se está llevando a cabo el lavado de los materiales que se encuentran como medio de empaque del biofiltro. Esto lleva a obtener porcentajes de remoción negativos. Los 10 días siguientes se presenta un ligero aumento de la DQO en el efluente pero, a partir del día de operación 167 aproximadamente, comienzan a descender los valores de la DQO del efluente de este biofiltro, lo cual continua hasta el último día de operación, obteniendo un valor final de la DQO de 340 mg·L<sup>-1</sup> al utilizar una alimentación de 500 mg·L<sup>-1</sup>. Esto implica una remoción de 35% respecto al influente con recirculación y un porcentaje global de 43% de remoción de la DQO, respecto al influente inicial, antes de pasar a través de los primeros tres biofiltros (Figura 4.34).

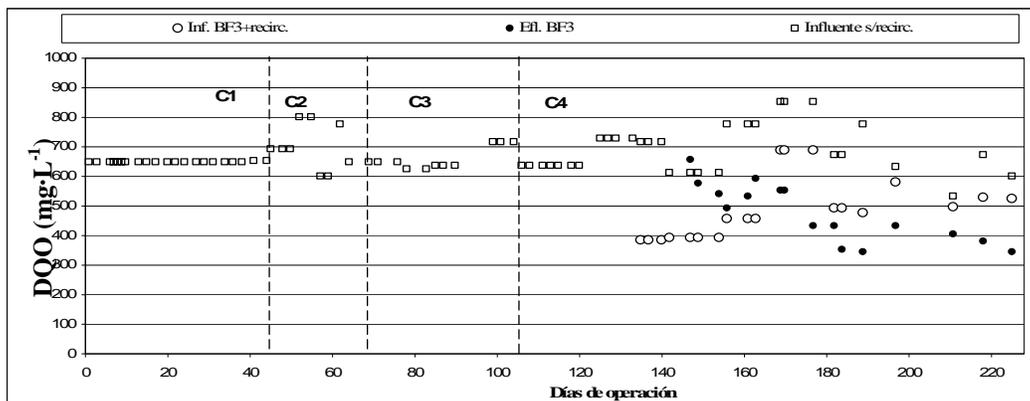


Figura 4.33 Comportamiento de la DQO en el BF3

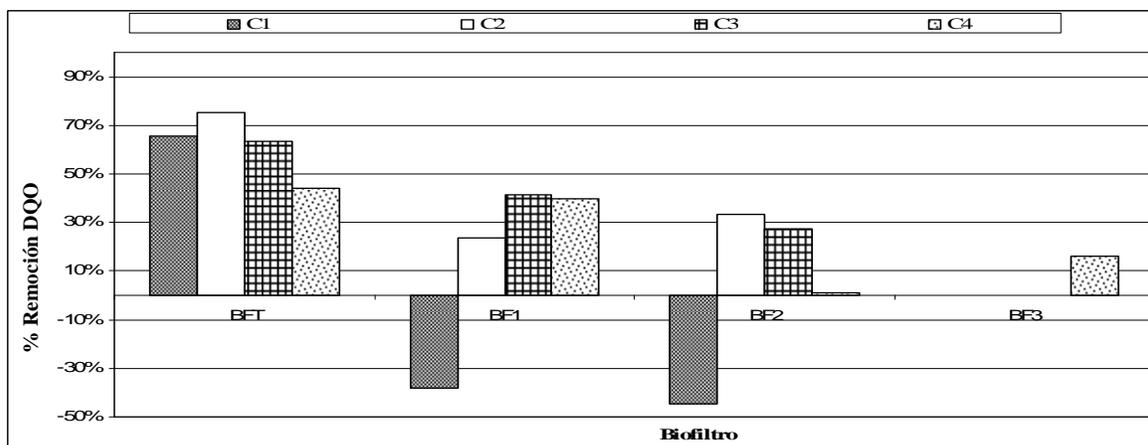


Figura 4.34 Porcentaje de remoción de la DQO

---

---

### 4.4.3 Toxicidad

Durante la experimentación se realizaron 3 análisis para determinar la toxicidad de los efluentes de los biofiltros y un análisis para determinar su genotoxicidad.

Los resultados se presentan en las Tablas 4.12 y 4.13.

**Tabla 4.12** Toxicidad de los efluentes de los biofiltros

Biofiltro	Toxicidad* (UT)		
	Día 24 (C1)	Día 128 (C4)	Día 169 (C4)
BFT	1.98	2.44	5.45
BF1	1.29	1.01	2.85
BF2	TND	1.67	3.47
BF3			TND

\* Para Vibrio fischeri

TND= toxicidad no detectada

La toxicidad medida para el microorganismo Vibrio fischeri el día de operación 24 indica bajas toxicidades para los tres biofiltros. Para el día 128 se observa que la toxicidad aumenta, tanto en el BFT como en el BF2, lo cual coincide con la disminución en el porcentaje de remoción tanto del colorante como de la DQO. Esto a su vez, es resultado del cambio en la carga volumétrica del colorante que indica que el cambio afectó negativamente a ambos biofiltros.

En el BF1 la toxicidad disminuye en este día de operación, mientras que la concentración de colorante y de DQO en el efluente también disminuyen.

**Tabla 4.13** Genotoxicidad de los efluentes de los biofiltros

Biofiltro	Genotoxicidad** (UT)			
	Día 169			
	Cepa TA98		Cepa TA100	
	-S9	+S9	-S9	+S9
BFT	(+)5.69	(+)2.64	(+)2.88	(+)2.83
BF1	(+)2.63	(+)3.31	(+)3.56	(+)2.75
BF2	(+)2.26	(-)	(-)	(-)
BF3	(-)	(-)	(-)	(-)

(-) Genotoxicidad negativa

\*\* Para la cepa TA98 y TA100 del microorganismo Salmonella typhimorium con (+S9) y sin (-S9) activación metabólica. La muestra induce mutaciones si es mayor a 2.

---

---

Se observa que el cambio en la carga volumétrica de colorante (disminución de la misma) no afecta a este biofiltro, pues tiende a mantener un comportamiento estable.

Por último, se ve un aumento de la toxicidad en los biofiltros BFT, BF1 y BF2 para el día de operación 169, que se puede deber a la presencia de compuestos intermediarios tóxicos.

Sin embargo, en este día se observa que el BF3 o de pulimento no presenta toxicidad. Los valores de toxicidad obtenidos durante la experimentación varían respecto al tiempo.

En algunos casos aumentan (BFT, BF2) y en otros tienen un comportamiento variable. Estos cambios posiblemente se deben a que en cada uno de los biofiltros se están rompiendo los enlaces del colorante azo, dejando un radical catión susceptible al ataque, lo que origina intermediarios que sufren varias reacciones antes de producir compuestos más estables y que durante estos cambios provocan un incremento en el valor de la DQO y toxicidad, tal y como se ha encontrado que sucede en otros casos como en el estudiado por Gosczyński et al. (1994).

A pesar de que se presenta toxicidad en los tres primeros biofiltros, existe una disminución de la toxicidad en los sistemas cuando se comparan estos valores con el del influente cuya concentración de color es de  $1500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y su toxicidad es de 62.5 UT (Tabla 4.11). Esto indicaría entonces una transformación del colorante AD2 en compuestos más simples, con un porcentaje de remoción de toxicidad al final del experimento de 91.3, 95.4, 94.5, para el BFT, BF1 y BF2, respectivamente, respecto a la toxicidad inicial.

La genotoxicidad para el BFT y BF1 es positiva en todos los casos, lo que indica que las muestras sí indujeron mutaciones en los microorganismos. En el BF2 sólo se obtiene un valor positivo de genotoxicidad para la cepa TA98 sin activación metabólica, mientras que el BF3 no presenta genotoxicidad en ningún caso.

Los resultados de toxicidad y genotoxicidad indican que a pesar de que algunos resultados de los biofiltros sean negativos (el efluente sea tóxico), al pasar el agua residual a través del biofiltro de pulimento se lleva a cabo en éste una total eliminación de la toxicidad, por lo que estos resultados justifican la utilización de un biofiltro en serie para el pulimento del agua tratada.

#### **4.4.4 Compuestos orgánicos semivolátiles**

El día de operación 203 (C4) se realizó un análisis de compuestos orgánicos semivolátiles presentes en los biofiltros BF1 y BF3 por parte del personal del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. Los resultados se muestran en la Tabla 4.14.

Los análisis se realizaron al BF1 debido a que a lo largo del periodo experimental presentó un comportamiento más estable que el BF2 y al BF3 para conocer los subproductos que se están generando y se obtienen al final del tratamiento.

**Tabla 4.14** Compuestos orgánicos semivolátiles

<b>Biofiltro</b>	<b>Compuestos orgánicos semivolátiles</b>
BF1	1,3-bis(1,1-dimetiletil)benceno 1-pentil-2-propil-ciclopentano 3,9-dietil-6-tridecanol Anhídrido ftálico 3,5-bis(1,1-dimetiletil)fenol 4-etoxy-etil éster del ácido benzoico 2,4-diterbutil-6-nitro-fenol
BF3	2-(formiloxi)-1-fenil-etanona $\alpha$ -hidroxi- $\alpha$ -metil-metil éster del ácido bencenacético 3-(3-oxociclopentil)-alil éster del ácido benzóico 5-hidroximetildihidrofuran-2-ona 3,5-dimetil-benzaldehído 1-fenil-1-propanona 3,5-bis(1,1-dimetiletil)fenol Nonil-fenol 4-(1,1-dimetilpropil)-fenol

En el BF1 se lleva a cabo una ruptura de enlaces del colorante AD2 y una formación de compuestos intermediarios (enlistados en la Tabla 4.14) que al pasar por el biofiltro de pulimento se siguen degradando formando compuestos más simples que ya no son tóxicos para el medio ambiente como lo es el colorante AD2 y sus intermediarios.

#### 4.4.5 Microorganismos mesófilos aerobios

Los biofiltros fueron inoculados con el hongo Pleurotus ostreatus, el cual fue sembrado y aislado el último día de operación de muestras tomadas de los diferentes biofiltros para verificar que realmente fue este hongo el que se desarrolló dentro de los sistemas y el que llevó a cabo la degradación del color, dado que en las curvas de adsorción realizadas, la adsorción de los diferentes materiales utilizados no es significativa.

Sin embargo, los sistemas no se operaron en condiciones estériles, por lo que resultaba lógico pensar que se desarrollaron otro tipo de microorganismos dentro de los biofiltros.

En el último día de operación se realizaron análisis para determinar los microorganismos mesófilos aerobios presentes en los cuatro biofiltros.

Los resultados se muestran en la Tabla 4.15.

---

---

**Tabla 4.15** Microorganismos mesófilos presentes en los biofiltros

<b>Biofiltro</b>	<b>Mesófilos aerobios</b>
BFT	<u>Rahnella aquatilis</u> <u>Serratia ficaria</u>
BF1	<u>Flavimonas oryzihabitans</u> <u>Kluyvera spp.</u> <u>Rahnella aquatilis</u>
BF2	<u>Serratia ficaria</u> <u>Flavimonas oryzihabitans</u> <u>Pantoea spp.</u>
BF3	<u>Rahnella aquatilis</u>

Algunas de las especies encontradas se obtuvieron en más de un biofiltro. Las características encontradas de algunos de estos microorganismos se detallan a continuación:

- Rahnella aquatilis: es una bacteria gram negativa que pertenece a la familia Enterobacteriaceae, se ha encontrado en agua (fresca), suelo y en pocos casos en humanos. Se sabe que es una bacteria fijadora de nitrógeno que se encuentra en las plantas de maíz; sin embargo no es muy conocido su papel ecológico.
- Serratia ficaria: es una bacteria gram negativa que pertenece a la familia Enterobacteriaceae y que se ha identificado raramente como una causa de infección en los humanos.
- Flavimonas oryzihabitans: es una bacteria gram negativa. Se trata de una bacteria frecuentemente recuperada de ambientes tales como plantaciones de arroz, suelos y agua estancada. Raramente causa infecciones en humanos. Degrada los hidrocarburos del petróleo. Puede vivir en el petróleo crudo.

Por lo anterior, se puede inferir que los microorganismos encontrados provienen de los mismos materiales utilizados en la biofiltración y no contribuyen de forma significativa a la degradación del colorante. No hay antecedente de algún tipo de remoción, excepto del microorganismo Flavimonas oryzihabitans, el cual se encontró que remueve hidrocarburos de petróleo (Van Hamme et al., 2000). Sin embargo, estos microorganismos pudieran contribuir a la degradación de compuestos intermediarios.

#### **4.4.6 pH**

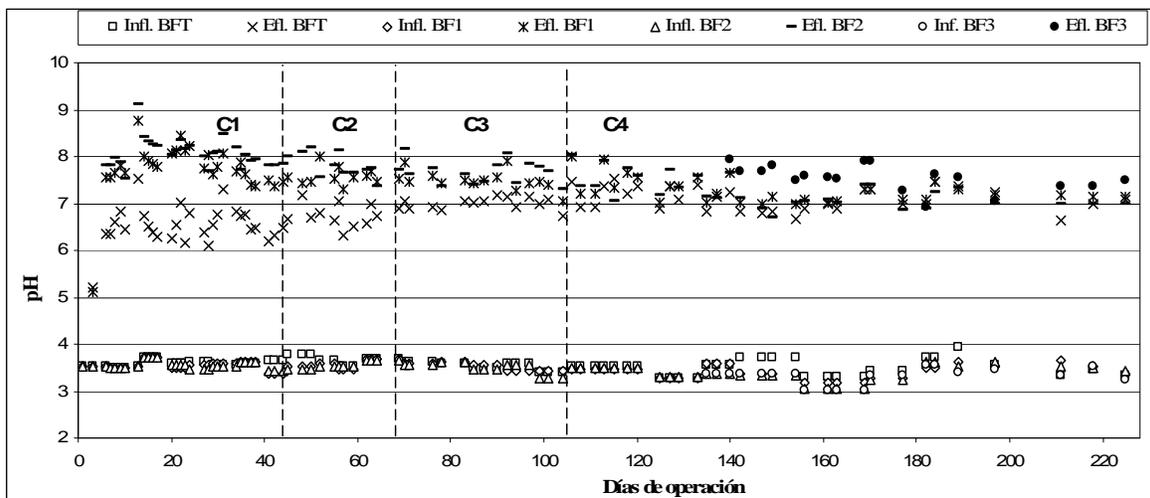
En la Figura 4.35 se presenta el comportamiento del pH durante la fase experimental. Los influentes de los biofiltros (BFT, BF1, BF2 y BF3) a lo largo de la experimentación mantienen un pH alrededor de 3.5. Se observa que el día de operación 3, el pH de los tres efluentes es cercano a 5, debido al lavado de los ácidos contenidos en los materiales.

---

---

A partir del día 6, los valores comienzan a incrementar presentando los valores más ácidos (bajos) que el biofiltro testigo. Como se puede observar en la gráfica, el BFT mantiene valores entre 6 y 7.5 a lo largo de toda la experimentación.

El BF1 y el BF2 mantienen la mayor parte del tiempo de experimentación (hasta el día 140) valores entre 7 y 8. A partir del día 141, se presenta una tendencia a la neutralidad (pH cercano a 7) en los biofiltros BFT, BF1 y BF2. En el caso del efluente del BF3, durante toda la experimentación se mantuvo en valores entre 7 y 8 de pH.



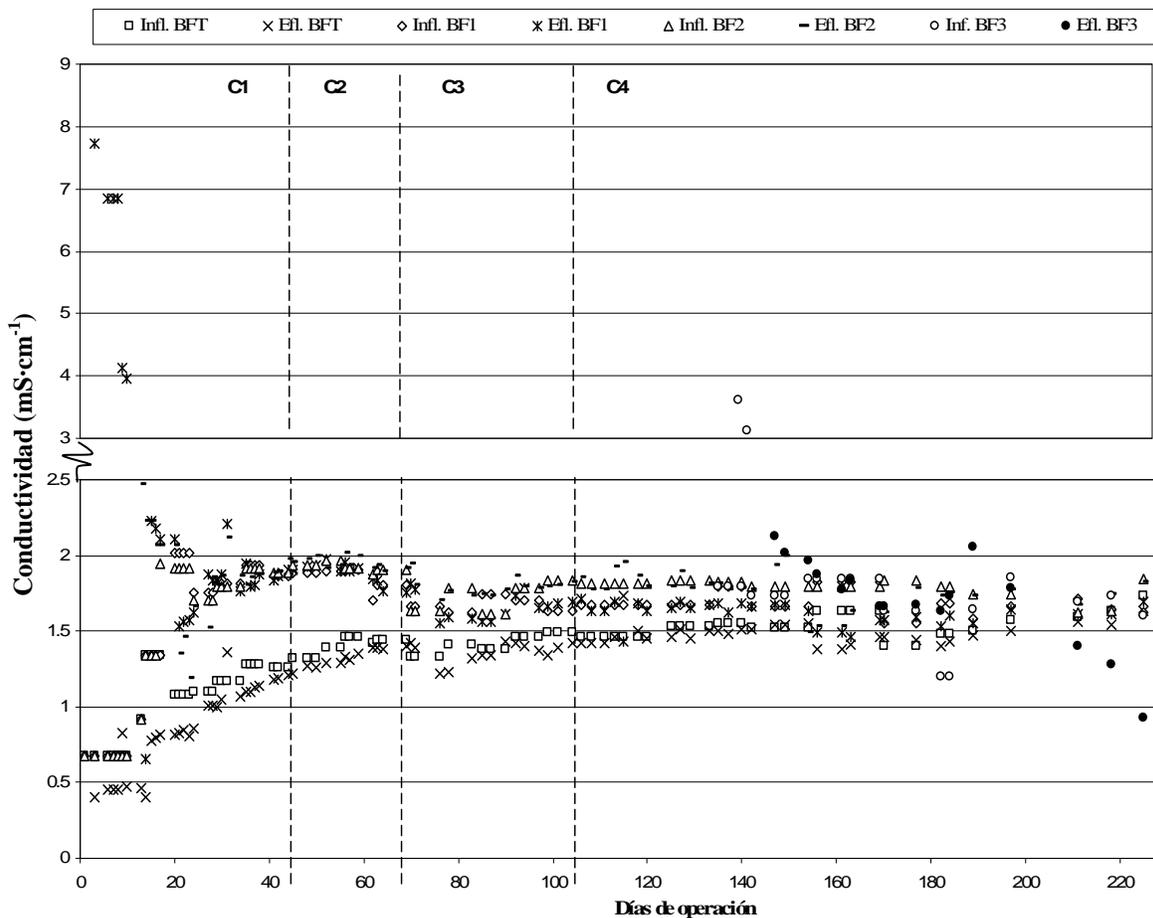
**Figura 4.35** Comportamiento del pH

#### 4.4.7 Conductividad

En la Figura 4.36 se muestra el comportamiento durante toda la fase experimental de la conductividad. En ella se ve que el influente de los biofiltros BFT, BF1 y BF2 se mantiene en valores menores a  $2 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ . Los primeros días de operación, la conductividad es alta en los efluentes de los BF1 y BF2 con valores de  $7.7$  y  $3.7 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ , respectivamente. Estos altos valores de conductividad indican que los materiales se están lavando.

El efluente del BFT se mantiene por abajo de  $1 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ , a partir del día de operación 20 y hasta el final de la experimentación se tienen valores estables de conductividad entre 1 y  $2 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$  tanto en el influente como en el efluente de los biofiltros. En el caso del BF3 también se presenta el lavado del material y una tendencia al descenso durante la experimentación, obteniendo un valor final de  $1 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$ .

De manera general, se observa que en ninguno de los biofiltros disminuye la conductividad después del tratamiento biológico pero tampoco influye de forma negativa en las funciones metabólicas de los hongos, a excepción del BF3 de pulimento en la última etapa en el que se observa una tendencia clara a disminuir.



**Figura 4.36** Comportamiento de la conductividad

#### 4.4.8 Nitrógeno amoniacal

En la Figura 4.37 se presenta el comportamiento del nitrógeno amoniacal.

En ella se observa que los influentes de los tres biofiltros mantienen una tendencia estable, con valores por debajo de los  $22 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de  $\text{NH}_4$  entre el día 20 y el día 135 de operación.

Los efluentes de los primeros 18 días de operación presentan un aumento en la concentración de nitrógeno amoniacal debido al lavado y a la desorción (ver pruebas de isotermas de adsorción de  $\text{NH}_4^+$ ) de los materiales orgánicos utilizados, alcanzando valores de 12, 111 y  $42 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de  $\text{NH}_4$  en el BFT, BF1 y BF2, respectivamente. Estos valores tienden a disminuir y estabilizarse a lo largo del periodo de experimentación que comprende las tres primeras cargas.

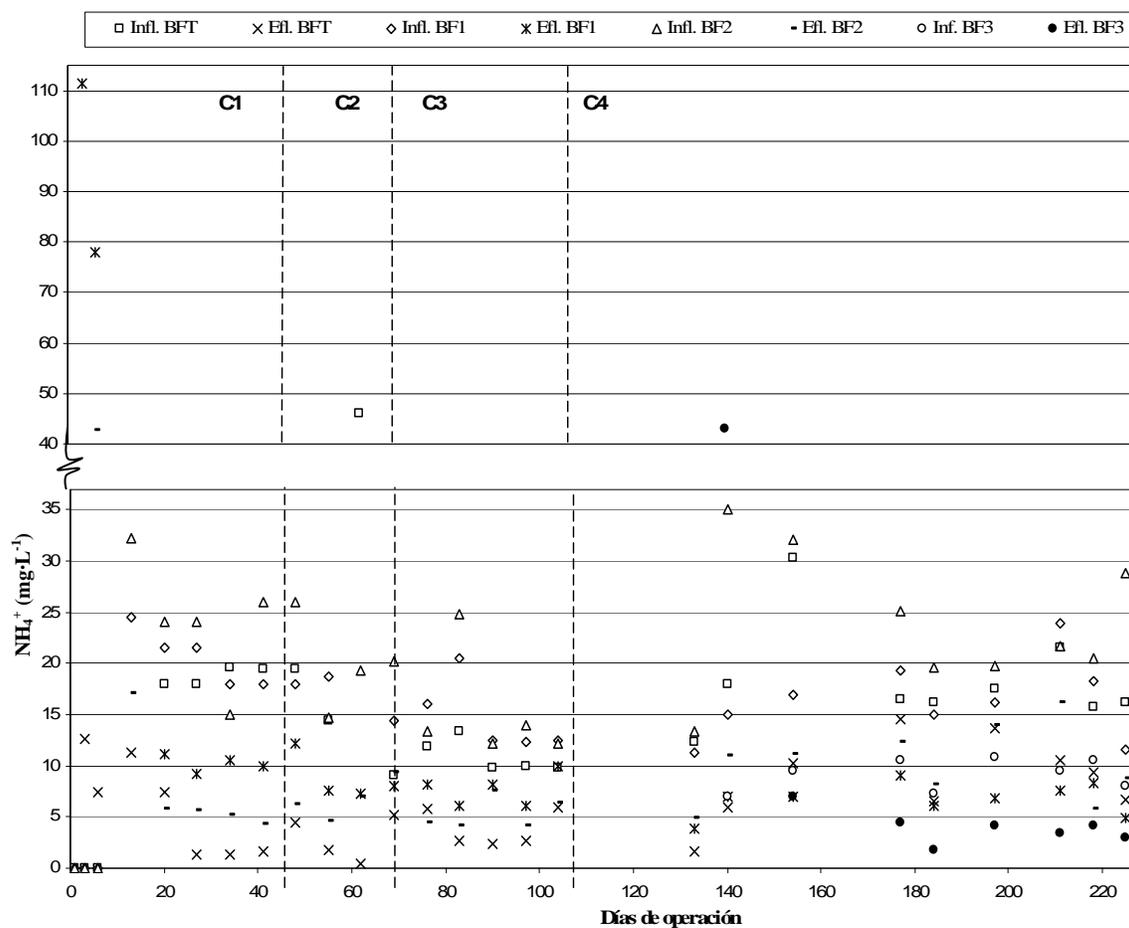
Durante la carga C4 se presentan variaciones en la concentración en los influentes, la cual tiende a aumentar a valores de hasta  $35 \text{ mg/L}$ . Esto podría explicarse si los materiales

estuvieron desorbiendo nuevamente nitrógeno, porque con el tiempo se descomponen sus fibras, abriéndose las mismas y liberando más nitrógeno, también puede deberse a la formación de subproductos provenientes de la degradación del colorante.

Sin embargo, esto no modifica de forma negativa el porcentaje de remoción del  $\text{NH}_4^+$ , obteniendo valores finales en los efluentes menores a  $15 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de  $\text{NH}_4$ , con porcentajes de remoción para el BFT y BF1 de 60% y para el BF2 de 70% (Fig. 4.38).

Durante la operación del BF3 se observa que el nitrógeno en el influente se mantuvo entre 7 y  $12 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , mientras que en el efluente se obtuvieron valores menores a  $5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de  $\text{NH}_4$ , con lo que se obtuvo un porcentaje de remoción final de 63% y un porcentaje de remoción global acumulado del 77%.

Estos resultados indican que el nitrógeno está siendo asimilado y transformado por la cepa fúngica y otros microorganismos que crecen en el sistema para mantener activo su metabolismo.



**Figura 4.37** Comportamiento del  $\text{NH}_4^+$

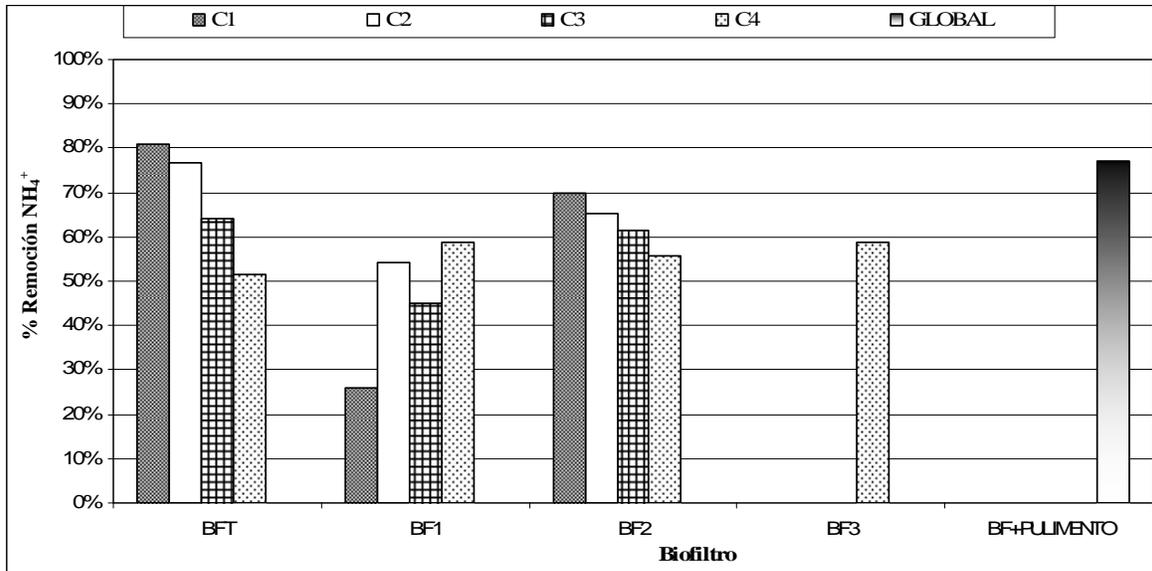


Figura 4.38 Porcentaje de remoción del NH<sub>4</sub><sup>+</sup>

#### 4.4.9 Temperatura

En la Figura 4.39 se muestra el comportamiento de la temperatura. Tanto los influentes como los efluentes de los biofiltros (incluyendo el BF3) se comportan de manera similar, presentando temperaturas entre 17 y 27°C, que corresponden a las variaciones climatológicas dadas por la temperatura ambiente del lugar donde se lleva a cabo la experimentación. Dichas temperaturas no afectaron el funcionamiento de los sistemas.

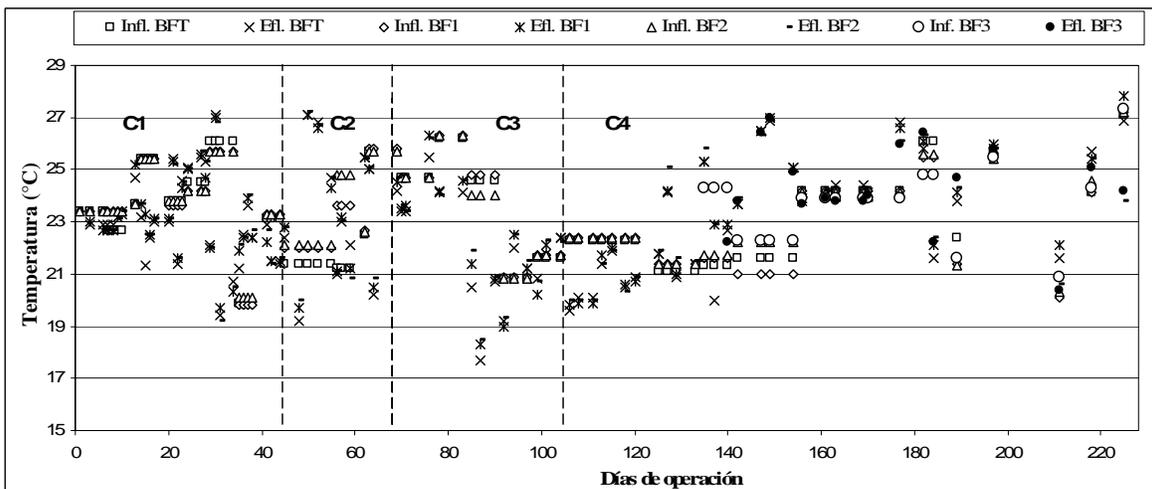
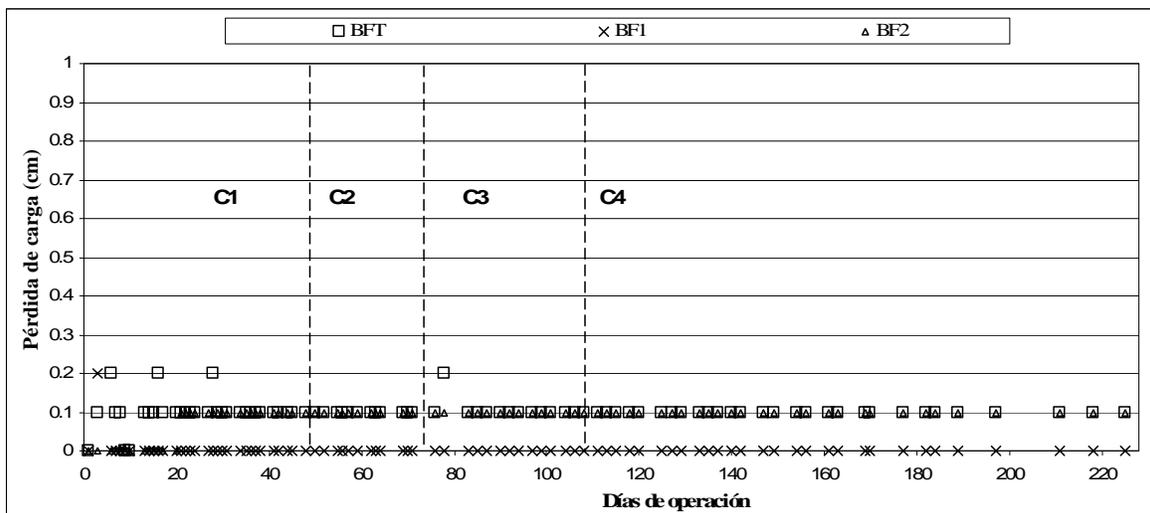


Figura 4.39 Comportamiento de la temperatura

#### 4.4.10 Pérdida de carga

En la Figura 4.40 se presenta el comportamiento de la pérdida de carga en los biofiltros BFT, BF1 y BF2. En el caso del BF3 no se midió. Como se puede observar, los tres biofiltros presentaron estabilidad durante toda la fase experimental, obteniendo para el BFT

y BF2 una pérdida de carga de 0.1 cm y en el caso del BF2 no se presentó pérdida de carga. Estos resultados indican que durante todo el experimento hubo una buena distribución de los fluidos (aire y agua) dentro de los biofiltros.



**Figura 4.40** Comportamiento de la pérdida de carga

#### 4.5 COMPARACIÓN ESTADÍSTICA

Se llevó a cabo un análisis de varianza con los resultados obtenidos de los porcentajes de remoción de colorante y DQO para las diferentes cargas orgánicas volumétricas con el propósito de obtener estadísticamente el comportamiento de los biofiltros y evaluar el biofiltro que tenga un comportamiento más parecido al BFT o biofiltro testigo. El análisis se llevó a cabo comparando los biofiltros BF1 y BF2 con el biofiltro testigo (BFT). El desarrollo de este análisis se puede ver en el Anexo IV. Un resumen de los resultados obtenidos se presenta en la Tabla 4.16.

**Tabla 4.16** Resumen de los resultados del análisis de varianza

	RESULTADOS	BFT vs BF1	BFT vs BF2
<b>CARGA 1</b>	COLOR	Sí hay diferencias	Sí hay diferencias
	DQO	Sí hay diferencias	Sí hay diferencias
<b>CARGA 2</b>	COLOR	Sí hay diferencias	Sí hay diferencias
	DQO	No hay diferencias	No hay diferencias
<b>CARGA 3</b>	COLOR	Sí hay diferencias	No hay diferencias
	DQO	No hay diferencias	No hay diferencias
<b>CARGA 4</b>	COLOR	Sí hay diferencias	No hay diferencias
	DQO	Sí hay diferencias	No hay diferencias

Durante la carga C1 se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, puesto que los materiales aún se están lavando y, en el caso de la turba, influye su gran capacidad de adsorción y de intercambio catiónico. En la carga C2 se siguen presentando diferencias

---

---

en cuanto a la remoción de color porque aún actúa la capacidad de adsorción de la turba pero en cuanto a la remoción de DQO los tres biofiltros se comportan igual. Ya en las cargas C3 y C4 se observó que el análisis estadístico indica que el BFT y BF2 se comportan de manera idéntica, no siendo así en el caso del BF1. Al final de la alimentación con la carga C3, la capacidad de adsorción de la turba se satura y se llega a un equilibrio comenzando a comportarse de manera similar al BF2. Por lo tanto se puede concluir que los materiales (mezcla) del BF2 (Jacaranda, casahuate y bagazo de caña de azúcar) se comportan de manera similar a la turba en el sistema de biofiltración, obteniéndose una alta eficiencia de remoción del colorante. A pesar de que los resultados entre la turba y la mezcla del BF1 (tabachín, fibra de coco) a partir de la carga C4 sí presentaron diferencias siendo mejores los resultados de eficiencia de remoción de color en el BF1; no fueron mejores respecto a la DQO, a la toxicidad y la genotoxicidad. Sin embargo, al utilizar un biofiltro de pulimento todas las eficiencias se ven mejoradas, incluidas la toxicidad y la genotoxicidad.

---

---

**CAPÍTULO 5**  
**CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

---

---

## 5.1 CONCLUSIONES

De la etapa de selección de los materiales se concluye lo siguiente:

Todos los materiales seleccionados y caracterizados (fibra de coco, bagazo de caña, tabachín, jacaranda y casahuate) presentaron características que los hicieron adecuados como medio de soporte orgánico para llevar a cabo la decoloración fúngica. Algunas de estas características fueron alta porosidad, alta capacidad de retención de humedad, alto contenido de lignina y celulosa.

Las fibras (coco y bagazo) presentaron mayor resistencia al paso de los fluidos, mientras que las maderas (tabachín, jacaranda y casahuate) presentaron menor resistencia.

El periodo de lavado de los materiales dura alrededor de 40 días, durante los cuales se presenta coloración.

El bagazo de caña de azúcar y el casahuate presentan menor resistencia a la compactación. Los materiales utilizados son fáciles de conseguir y manipular.

De la etapa de biofiltración se concluye lo siguiente:

La recirculación del efluente dentro de los biofiltros permite amortiguar los cambios en la concentración de colorante en el influente, obteniendo de esta manera un efluente con concentraciones más estables.

Los tres biofiltros (BFT, BF1, BF2) presentaron remociones de colorante superiores al 90%, la mayor parte del periodo experimental, excepto en la última etapa (C4), durante la cual disminuyó la eficiencia del BF2 obteniéndose en algunas ocasiones remociones de colorante hasta del 80%.

Los resultados de DQO indican baja remoción de la misma en los tres biofiltros con porcentajes de remoción promedio (durante las cuatro cargas) de 62%, 17% y 4% para el BFT, BF1 y BF2, respectivamente, sin embargo, estos resultados se deben a que ésta se ve afectada por los subproductos que se generan debido al rompimiento de enlaces del colorante AD2, a las enzimas secretadas por la cepa fúngica y a la degradación de los componentes de los materiales orgánicos, los cuales son contabilizados dentro de este parámetro.

El biofiltro que remueve un mayor porcentaje de color y de DQO (95% y 40%, respectivamente) durante la fase C4, que fue la más estable, además de presentar un comportamiento más estable es el BF1, lo que lleva a decir que los materiales utilizados para empacar este biofiltro (tabachín y fibra de coco) pueden sustituir exitosamente a la turba como medio de empaque para llevar a cabo la decoloración fúngica. A pesar de la eficiente remoción de color, cuya concentración (en esta etapa y biofiltro) pasa de 1550 mg/L en el influente a valores entre 50 y 110 mg/L en el efluente, sigue siendo elevada ya que visualmente el color del agua aún es intenso.

---

---

---

---

Los biofiltros BFT, BF1 y BF2 presentan variación en la toxicidad de sus efluentes respecto al tiempo. Comparando estos valores con el valor de la toxicidad para el colorante AD2 (62.5 UT) observamos porcentajes de remoción de toxicidad hacia el final del experimento de 91%, 95% y 95%, respectivamente. Sin embargo, la toxicidad remanente sigue siendo elevada, superior a 2 UT.

Aun cuando se obtuvieron elevadas eficiencias en la remoción del color y de la toxicidad en los tres biofiltros (BFT, BF1 y BF2) las concentraciones en el efluente fueron elevadas siendo necesario implementar un biofiltro de pulimento (BF3)

A partir de los resultados se puede decir que el BF3 o biofiltro de pulimento cumplió con su función, ya que eliminó completamente los compuestos que provocan la toxicidad y genotoxicidad, que no son eliminados por completo con los primeros biofiltros. Además, se obtuvo un efluente con una menor concentración de color y DQO, lo que demuestra que la eficiencia de remoción del colorante y su proceso de mineralización son mejorados en el BF3.

Valores de pH ácidos en el influente permiten obtener efluentes que tienden a la neutralidad en todos los biofiltros.

Los altos valores de conductividad obtenidos al inicio de la fase experimental y que son consecuencia del lavado de los materiales de empaque no afectaron de forma negativa el metabolismo de la cepa fúngica.

Los biofiltros empacados con materiales orgánicos no se ven afectados por los cambios de temperatura.

Las mezclas de materiales orgánicos autóctonos en cada biofiltro proporcionaron suficientes espacios vacíos dentro de los mismos, evitando problemas de tamponamiento. Estas mezclas proporcionaron a la cepa fúngica los nutrientes necesarios para su desarrollo y por consiguiente para que se llevara a cabo la degradación de colorante AD2.

De los resultados obtenidos en el análisis de varianza se concluye que el BF2 (jacaranda, casahuate y bagazo de caña) no presenta diferencias significativas en los resultados de remoción de colorante y DQO con respecto del BFT, por lo cual puede este biofiltro sustituir al biofiltro testigo, ya que se comportan de forma idéntica.

Por lo tanto, ambos biofiltros (BF1 y BF2) pueden sustituir de forma eficiente al biofiltro empacado con turba y trozos de madera.

Los materiales utilizados en los biofiltros, a diferencia de la turba (biofiltro testigo), son de fácil obtención en Morelos, México.

Un sistema de biofiltración como el propuesto en la presente tesis, es decir, que conste de un primer biofiltro empacado con cualquiera de las mezclas utilizadas (materiales nuevos) conectado a un biofiltro de pulimento dará como resultado un efluente no tóxico, con remociones del colorante AD2 superiores al 98% y con una remoción de la DQO de 43%.

---

---

---

---

## 5.2 RECOMENDACIONES

Se recomienda: estudiar la ruta de degradación metabólica del colorante azul directo 2 dentro de los biofiltros inoculados con el hongo Pleurotus ostreatus, a fin de entender de que manera se lleva a cabo cada una de las etapas de la degradación del colorante.

Realizar estudios más profundos acerca de la degradación del material de empaque (por ejemplo, lignina y celulosa) para poder determinar la vida útil promedio de los materiales orgánicos filtrantes.

Aislar e identificar las especies fúngicas que se desarrollan dentro de los biofiltros para determinar la participación de cada una en la decoloración.

Diversificar las especies utilizadas como material filtrante a fin de encontrar para cada situación geográfica un material orgánico que sea más fácil de conseguir y más económico para empacar un biofiltro.

Utilizar diferentes tipos de colorantes y sus mezclas.

Escalar el sistema de biofiltración utilizando un agua real de la industria textil.

---

---

## **ANEXOS**

---

---

**ANEXO I**  
**CARACTERÍSTICAS DE MATERIALES SELECCIONADOS CON POTENCIAL**  
**PARA LA BIOFILTRACIÓN FÚNGICA**

***I. 1 AGAVE***

**Nombre científico:** *Agave tequilana*

**Otros nombres:** *Maguey, árbol de las maravillas*

**Características generales**

Agave, género de plantas originarias de las regiones desérticas occidentales. La especie más conocida es el agave americano, pita o maguey, que suele florecer sólo una vez en su vida, entre los 10 y los 25 años de edad. Poco antes, desarrolla un gran tallo que crece muy rápido hasta alcanzar unos 12 m de longitud. Las flores son grandes y verdosas, y cubren ramas horizontales cortas que brotan en la mitad superior del tallo. Algunas plantas mueren tras la floración, aunque sus rizomas pueden originar plantas nuevas. La planta puede crecer también a partir de semillas, bulbos o raíces subterráneas. Las hojas del agave son grandes, gruesas y carnosas y pueden almacenar cantidades considerables de agua. Son perennes, presentan espinas marginales y crecen hasta 2 m de altura, formando racimos en la base de la planta (Figura I.1).



**Figura I.1** Fotografías del agave (Encarta, 2003)

El agave vive en un medio semidesértico, con escasas lluvias. Llega a su madurez entre los ocho y los doce años y florece sólo una vez, muriendo al poco tiempo. En sus anchas, espinosas y protegidas hojas, llamadas pencas, se almacenan las sustancias nutritivas que le permiten sobrevivir en un medio hostil, así como a una serie de insectos, entre los que se encuentran el gusano “magueyero” y la hormiga aguamielera, ambos alimentos del hombre (SEMARNAT, 2005).

---

---

## Usos

El agave se ha aprovechado entre otras cosas en:

- Producción de papel a partir de las hojas
- Uso d tallos o quiotes como vigas
- Hilaturas para tejidos usando las fibras de las hojas
- Clavos, punzones, agujas a partir de las puntas de las pencas
- La producción de vino, vinagre, miel, azúcar con el zumo o licor

Está regulado su aprovechamiento por las Normas Oficiales Mexicanas, entre ellas la NOM-007-RECNAT-1997 para pencas (DOF, 1997b).

## Características fisicoquímicas

Dentro de las características fisicoquímicas del agave (Kelley et al., 2004), destaca su contenido de lignina, que es de 9.3%.

## Costo y disponibilidad

Se puede obtener sin costo ya que la penca es un desecho de la industria tequilera. Su disponibilidad es amplia durante el periodo de cosecha, el cual puede ser en cualquier época del año, dependiendo del crecimiento de la planta.

## I.2 BAGAZO DE CAÑA DE AZÚCAR

**Nombre científico:** *Saccharum officinarum*.

### Características generales

La caña de azúcar se cultiva mucho en países tropicales y subtropicales de todo el mundo por el azúcar que contiene en los tallos, formados por numerosos nudos. La caña alcanza entre 3 y 6 m de altura y entre 2 y 5 cm de diámetro. Forma espiguillas florales pequeñas agrupadas en panículas y rodeadas por largas fibras sedosas. Se conocen diversas variedades cultivadas, que se diferencian por el color y la altura de los tallos (Figura I.2).

El bagazo de caña de azúcar es el residuo de la caña después de la primera molienda o de un conjunto de moliendas. El bagazo es llamado, sucesivamente, por bagazo del 1er terno, 2º terno, etc. El bagazo del último terno es llamado de bagazo final o simplemente bagazo (Encarta, 2003).



**Figura I.2** Fotografía del bagazo de caña

### Usos

El bagazo de caña de azúcar se usa:

- Como combustible.
- Para preparar carbones activados
- Para fabricar papel, cartón, tablas aisladoras
- Para construir tabiques

### Características fisicoquímicas

**Tabla I.1** Características fisicoquímicas del bagazo de caña (García y Pacheco, 1987)

Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	0.07
Contenido de celulosa	56.6%
Contenido de lignina	18.6%
Carbono	23%
Cenizas	2.8%
Oxígeno	22%
Hidrógeno	3%
Humedad, % (fresco)	50
Poder calorífico, kJ·kg <sup>-1</sup>	7530

### Costo y disponibilidad

La producción de caña de azúcar se estima en 45,126,500 ton/año en la República Mexicana (FAO, 2004). Su disponibilidad es durante los 6 meses que dura la época de zafra, (de noviembre a mayo).

---

---

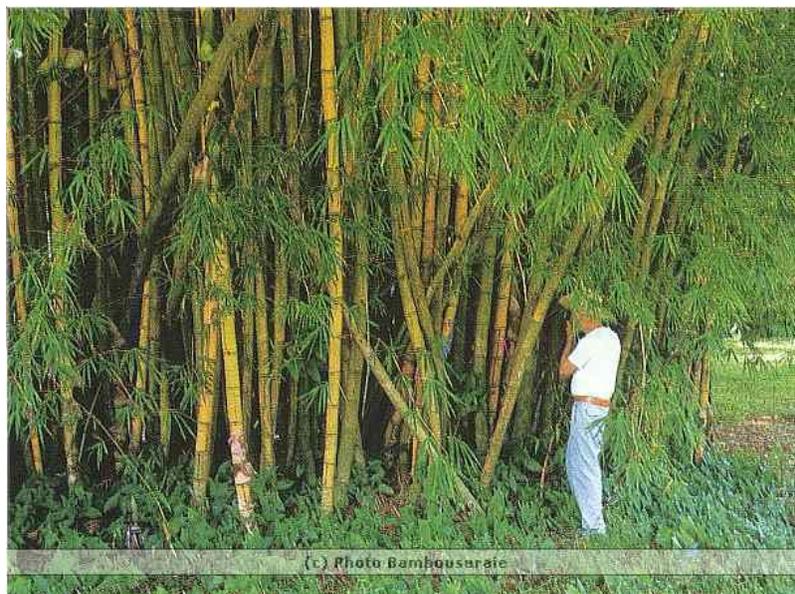
### ***I.3 BAMBÚ***

**Nombre científico:** *Bambusa vulgaris*

#### **Características generales**

Bambú, nombre común de un conjunto de plantas vivaces, leñosas, de porte arbustivo o arbóreo, agrupadas en unos 45 géneros y 480 especies de la familia de las Gramíneas (Figura I.3). El bambú crece sobre todo en regiones tropicales y subtropicales, desde el nivel del mar hasta las zonas cubiertas por nieves perpetuas; sólo algunas especies se extienden hasta las regiones templadas. Es muy abundante en el sureste de Asia y hay algunas especies en América y África y ninguna en Australia. El porte oscila entre el de los carrizos rígidos de aproximadamente 1 m de altura, y gigantes de hasta 50 m de altura y 30 cm de diámetro cerca de la base. Casi todos los bambúes son erectos, pero algunas especies tienen tallos flexibles que forman espesuras impenetrables (Encarta, 2003).

El bambú se reconoce fácilmente por los tallos articulados leñosos, o cañas, formados por secciones huecas llamadas entrenudos, separadas por tabiques sólidos llamados nudos. En cada nudo, una vaina protege una yema, que a su vez puede dar lugar a una rama o a una inflorescencia. Los tallos de bambú brotan de rizomas (tallos engrosados) subterráneos horizontales. Los ápices de los brotes nuevos están protegidos por escamas imbricadas que se forman a medida que se alargan los entrenudos. En un principio los brotes nuevos crecen despacio, pero el ritmo aumenta muy rápido y puede llegar a 60 cm diarios en algunas especies tropicales gigantes. El tallo principal no tiene hojas y no suele ramificarse hasta no haber alcanzado toda su longitud. Las ramas crecen a partir de las yemas de los nudos, y pueden a su vez emitir ramas secundarias y hasta terciarias; estas últimas son las que portan las hojas, casi siempre rectas, planas y multinerviadas, características del bambú.



**Figura I.3** Fotografía del bambú

---

---

Las cañas de bambú son verdes porque contienen abundante clorofila en los tejidos situados inmediatamente bajo la superficie. Esto significa que las cañas forman una superficie fotosintética importante, sobre todo porque crecen antes de que se desarrollen las hojas.

La estructura floral del bambú es básicamente la normal en la familia de las gramíneas. No obstante, varios detalles de la flor demuestran que los bambúes son gramíneas primitivas. Muchos bambúes florecen anualmente, pero otros muchos también florecen una vez cada varios años. Todos los miembros de una especie florecen al mismo tiempo y las plantas mueren después de florecer y formar las semillas. Las especies individuales se perpetúan mediante semillas y emitiendo nuevas cañas a partir de los rizomas; una especie puede tardar varios años en establecerse por sí sola.

### Usos

El bambú es una de las plantas más utilizadas por el hombre. En los trópicos se usa en la construcción de viviendas, balsas, puentes y andamios. Las cañas partidas y aplanadas sirven para revestir suelos o pisos. Tejiéndolas se confeccionan canastos, esteras, sombreros, nasas para capturar peces, y otros artículos; las cañas de las especies más grandes se emplean como recipientes para contener líquidos. De la pulpa se obtiene papel y con otras partes de la planta se fabrican cañas de pescar, conducciones de agua, instrumentos musicales y palillos para comer. Muchas especies se cultivan por su valor ornamental y los brotes jóvenes de otras se usan como alimento. También las semillas son comestibles (Encarta, 2003).

Su aprovechamiento está regulado por la norma NOM-005-RECNAT-1997 (DOF, 1997a)

### Características fisicoquímicas

**Tabla I.2** Características fisicoquímicas del bambú (Dransfield and Widjaja, 1995)

Humedad	50-99%
Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	600-900
Contenido de celulosa	61-71%
Contenido de lignina	23.9%
Cenizas	1.5%
Holocelulosa	72.4%

### Costo y disponibilidad

Se puede obtener sin costo ya que proviene de la poda de jardines. Su disponibilidad es durante todo el año.

### ***I.4 BUGAMBILIA***

**Nombre Científico:** *Bougainvillea spectabilis*

---

---

---

---

**Otros nombres:** bugambilia, buganvilia, bouganvilla, boganvilla, trinitaria, bugenvíl, dania, flor de papel, santa rita, veranilla.

**Características generales:**

Arbusto trepador y/o rastrero, perenne, aunque puede llegar a comportarse como una especie de hoja caduca si se cultiva en latitudes con clima mediterráneo y temperaturas frías en invierno. Tronco con la corteza cuarteada y muy leñosa, de color marrón claro, con espinas en las ramas, generalmente en la base del nacimiento de las hojas. Hojas simples, alternas, perennes, semipersistentes o incluso caducas, ovaladas, puntiagudas, de color verde claro. Flores de color amarillo claro, muy pequeñas y conforma de pequeño tubo alargado y estrellado al final, dispuestas de tres en tres, rodeadas por brácteas de intenso color rosa a rojo, pasando por el violeta, aparecen en el ápice de las ramas nuevas durante la primavera, verano e incluso otoño (Figura I.4).



**Figura I.4** Fotografías de la bugambilia

La bugambilia debe cultivarse en el exterior a pleno sol durante todo el año, pero evitando las exposiciones prolongadas durante la época más calurosa y especialmente después del trasplante, etapa durante la cual deberá situarse en un lugar muy bien iluminado pero sin sol directo para que pueda mantener las raíces con la tierra fresca.

La situación a pleno sol, además de garantizar su correcto cultivo y supervivencia, ayudará a conseguir la floración deseada y a reducir el tamaño de sus hojas en combinación de la técnica del defoliado y el control de los nutrientes a través del abono.

Permite el cultivo interior sólo cuando la luz es muy intensa, junto a una ventana o invernadero muy soleado, aunque lo más probable es que florezca con dificultad o incluso que no florezca, pues necesita mucha luz para florecer.

A pesar de que puede aguantar el frío, si no es muy intenso, en invierno es aconsejable protegerla en un invernadero, procurando volverla a situar en el exterior lo antes posible cuando las condiciones climáticas lo permitan. Aún protegiéndola en un invernadero, es

---

---

posible que pierda las hojas o parte de ellas debido al frío, ya que es una especie de origen tropical (Encarta, 2003).

### Usos

En la medicina tradicional mexicana se emplean sus flores en cocimiento, solas o mezcladas con otras plantas, con fines expectorantes y para aliviar otros problemas respiratorios.

### Características toxicológicas

**Tabla I.3** Características fisicoquímicas de la bugambilia (Grewal, 1989), como LC<sub>50</sub> (Concentración letal del 50% de las especies de prueba, por sus siglas en inglés)

	LC <sub>50</sub> *
Planta	2.6 %
Flor	8.6 %

\* Resultados obtenidos para el nemátodo *Aphelenchoides composticola*

### Costo y disponibilidad

Se puede obtener sin costo ya que proviene de la poda de jardines. Su disponibilidad es durante todo el año.

## ***I.5 CARRIZO***

**Nombre científico:** *Phragmites communis* o *Phragmites australis*

**Otros nombres:** *Guajana, lata*

### Características generales

Hábitat: común en las orillas de ríos y acequias de la Europa mediterránea. Extendida por todo el continente americano.

Descripción: planta de la familia de las Gramíneas que alcanza hasta 5 m de altura. Se distingue del bambú porque de cada nudo sale una única hoja (Figura I.5).

### Usos

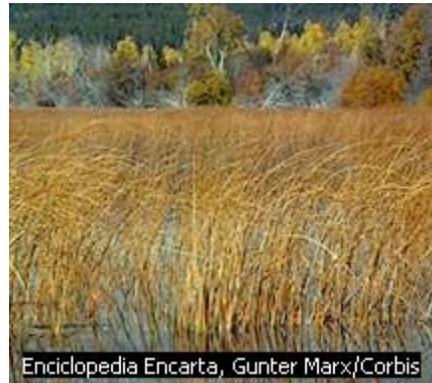
Con este material se elaboran principalmente cestos y canastas, los productos más tradicionales son los canastones y canastas de mercado.

Diurético: produce un aumento moderado de la producción de orina, favoreciendo la eliminación de la urea, el ácido úrico y de otras sustancias de desecho. Conviene a los que padecen cólicos renales y también a quienes quieran llevar a cabo una cura depurativa.

---

---

Galactófago: tomada durante unos días, detiene la producción de leche en las madres que lactan. Es útil para aquellas que por alguna razón deseen destetar a sus lactantes (Anónimo, 2005c).



**Figura I.5** Fotografía del carrizo (Encarta, 2003)

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo ya que es una planta que crece principalmente en las riberas de los ríos y en el estado no tiene un uso. Su disponibilidad es durante todo el año.

### ***I.6 CASAHUATE***

**Nombre científico:** *Ipomoea wolcottiana*

**Otros nombres:** *Cazahuate*

### **Características generales**

Árbol de hasta 6 m, con el tronco generalmente robusto y torcido, con numerosas ramas ascendentes y horizontales y copa redondeada; corteza externa lisa, gris plumiza a pardo amarillenta, con abundantes lenticelas prominentes pardas (Figura I.6). Interna sumamente delgada, parda. Grosor total de la corteza 1 mm. Madera: Albura color crema amarillenta con numerosas bandas concéntricas de canales grandes que exudan abundante líquido blanco; ramas jóvenes, pardo grisáceas, escamosas cuando jóvenes, con lenticelas pardas pequeñas y redondeadas. Hojas; yemas 5 mm de largo, desnudas, escamosas; estípulas ausentes. Hojas dispuestas en espiral o más comúnmente aglomeradas en ramitas cortas, simples; láminas de 10 X 5 a 15 x 9 cm ovadas, con el margen entero, ápice acuminado, base truncada o ligeramente cortada; de color verde opaco en la haz, verde grisáceo en el envés, ligeramente escamosas cuando jóvenes, tornándose glabras rápidamente; pecíolos de 5 a 9 cm de largo, glabros. Los árboles de esta especie pierden las hojas antes de florecer en noviembre hasta después de fructificar totalmente, en abril o mayo; flores en fascículos en las axilas de hojas caídas; pedúnculos 2 cm de largo, glabros; flores actinomorfas, 8 cm de largo; sépalos color crema verdoso, 5, 1.1 cm de largo, ampliamente ovados, ápice redondeado y mucronado, fuertemente imbricados, glabros; corola blanca con la garganta

---

---

morada, de 7 a 8 cm de largo; frutos, cápsulas de 2 cm de largo, 4-valvadas, ovoides o elipsoidales, glabras, moreno opacas, con sépalos persistentes; contienen 4 semillas 1 cm de largo, triangulares, con muchos pelos sedosos blancos a lo largo de dos de los tres márgenes. Florece de diciembre a marzo, maduran de enero a mayo (SEMARNAT, 2005).



**Figura I.6** Fotografías del casahuate

## Usos

**Medicinal:** El cocimiento de la corteza se usa como remedio contra enfermedades renales. Para picaduras de alacrán se utilizan emplastos elaborados con las hojas.

Su aprovechamiento está regulado por las normas NOM-005-RECNAT-1997 y NOM-007-RECNAT-1997 (DOF, 1997a, b).

## Costo y disponibilidad

Se puede obtener sin costo ya es un árbol silvestre y es un desecho de la poda de jardines. Su disponibilidad es durante todo el año.

## ***I.7 CASCARILLA DE ARROZ***

### **Características generales**

La cascarilla de arroz es un subproducto de la industria molinera, que resulta abundante en las zonas arroceras (Figura I.7). A partir de la transformación de la cascarilla de arroz, mediante procesos adecuados, se obtienen productos de potencial aplicación y de bajo costo para la industria. De esta manera también se contribuye a evitar la contaminación del medio ambiente, resultante de este tipo de productos, que por lo regular son únicamente desechos

---

---

de las cosechas y que, en el caso de la cascarilla de arroz, adquieren gran importancia debido a sus grandes volúmenes. La cascarilla constituye del 16-26% del total del peso de la cosecha del grano de arroz, a pesar de lo cual en nuestro país no se le ha dado prácticamente ninguna aplicación, debido a las características que presenta, tales como un bajo contenido de proteínas y carbohidratos, un alto contenido en fibras, cenizas crudas, silicio, con un bajo contenido de nutrientes digeribles, menor del 10%, presentando por otro lado propiedades abrasivas y una gran resistencia a la biodegradación, lo que dificulta su manejo (Rodríguez, 1995).



**Figura I.7** Fotografía de la cascarilla de arroz

La cascarilla puede presentar los siguientes colores dependiendo de su origen: oro, pajizo, café, grisáceo y rojizo. La dimensión mayor de la cascarilla es de 5-7 mm (Rodríguez, 1995).

Algunos autores describen las estructuras de la cascarilla de arroz como formas dentadas o paredes que presentan ondulaciones con bastante linealidad. En contraste, la superficie interna de la cascarilla está formada por células anchas, lo que da lugar a superficies internas completamente planas (Rodríguez, 1995).

La cascarilla de arroz tiene una densidad entre  $0.1-0.75 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ , variable en función de la especie de la cascarilla. La densidad de sus cenizas es de alrededor de  $0.1-0.2 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ , conservando su estructura tridimensional durante la pirólisis, es decir, que no existe un rompimiento o resquebrajamiento del material.

Presenta una dureza en función de la resistencia relativa al rayado de 6-6.5 en la escala de Mohs, lo que le permite ser excelente abrasivo. La humedad absorbida por la cascarilla de arroz es escasa, del 9-15%, cuando la humedad relativa del aire es del 50-90%. Su poder calorífico es de  $3300-3600 \text{ kcal}\cdot\text{kg}^{-1}$ , cantidad que corresponde a la mitad del poder calorífico del carbón natural. La temperatura de combustión de la cascarilla es de  $800-1000^\circ\text{C}$  (Rodríguez, 1995).

---

---

## Composición

Alrededor del 72% de la cascarilla está constituida por materia orgánica y un 18% de materia inorgánica. En la tabla 1.1 se muestra la composición química de la cascarilla de arroz (Rodríguez, 1995).

**Tabla I.4** Características fisicoquímicas de la cascarilla de arroz (Rodríguez, 1995)

Proteína Bruta (%)	1.9-3.0
Grasa bruta (%)	0.3-0.8
Fibra bruta (%)	34.5-45.9
Carbohidratos disponibles (%)	26.5-29.8
Ceniza bruta (%)	13.2-21.0
Oxido de Silicio (%)	18.8-22.3
Calcio (mg/g)	0.6-1.3
Fósforo (mg/g)	0.3-0.7
Lignina (%)	9.0-20.0
Celulosa (%)	40
Pentosa (%)	21.0-22.0
Hemicelulosa (%)	12.0
Nutrientes digeribles (%)	9.3-9.5
Humedad (%)	14.0
Porosidad (%)	90.67
Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	0.14

El nitrógeno contenido en la cascarilla de arroz es relativamente bajo, aproximadamente del 3%. Los elementos inorgánicos contenidos en la cascarilla de arroz excluyendo el silicio, se encuentran en forma de trazas, siendo el calcio el que tiene un mayor porcentaje, seguido por el fósforo.

## Usos y aplicaciones

La utilización de la cascarilla de arroz en aplicaciones que pueden resultar de interés tecnológico está relacionada con una serie de factores tales como:

1. La disponibilidad de la cascarilla durante todo el año
2. Los costos de transporte y almacenaje
3. Los usos de la cascarilla en cada zona y la disponibilidad para cada aplicación
4. Los costos en relación con otros materiales y productos alternativos, así como su potencial económico en el mercado
5. Las características específicas de la cascarilla de arroz.

La cascarilla de arroz tiene los siguientes usos:

1. Abrasivos
  2. Material absorbente
  3. En la industria cerámica
- 
-

- 
- 
4. En la industria del acero
  5. En la industria del vidrio
  6. Material refractario
  7. Material de construcción
  8. Material de relleno
  9. Aditivos industriales
  10. Material de aislamiento
  11. Material de embalaje
  12. Embalajes para el transporte
  13. Filtros para agua y combustibles
  14. Combustible
  15. Cama para el ganado
  16. Alimento para el ganado
  17. Material para cultivos hidropónicos
  18. Material para nidos en avicultura
  19. Producción de silicato de sodio
  20. Fertilizante
  21. Fuente de carbón activo

### **Costo y disponibilidad**

Su costo en el municipio de Cuautla, Morelos es de \$0.90 M.N. el kg. Su disponibilidad en el estado es durante todo el año.

### ***I.8 CEIBA***

**Nombre científico:** *Ceiba pentandra*

**Otros nombres:** *Pochote, kapoc*

### **Características generales**

Monopódico de 35 a 40 m de altura y diámetro de hasta 3 m, tronco con contrafuertes grandes y bien desarrollados, cubierto por numerosas espinas cónicas fuertes; copa redonda con pocas ramas muy gruesas, horizontales y torcidas (Figura I.8). En árboles jóvenes las ramas se encuentran dispuestas en verticilos. Caducifolio. Corteza externa lisa y en ocasiones ligeramente fisurada; de color gris plomizo a verdoso, con lenticelas protuberantes suberificadas pálidas. Interna amarillenta que cambia ligeramente a pardo, con numerosas expansiones de parénquima, granulosa con presencia de abundantes fibras. Grosor total de la corteza 18 mm. Madera: Albura de color crema blanquecino, con vasos grandes y rayos conspicuos y gruesos. Madera muy blanda. Ramas jóvenes gruesas, verdes a gris verdosas, con cicatrices de hojas gemales, sin lenticelas, glabras. Yemas de 7 a 10 mm, ovoides, agudas, cubiertas por numerosas escamas ovadas, densamente aterciopeladas. Hojas dispuestas en espiral, aglomeradas en las puntas de las ramas, digitado compuestas, de 11 a 40 cm de largo, incluyendo el pecíolo, compuestas de 7 a 8 folíolos de 5 x 1.5 a 15 x 4 cm, angostamente elípticos a angostamente oblongos, con el margen entero, ápice

---

---

---

---

finamente acuminado, base aguda o cuneada; verde oscuro y glabros en la haz y verde pálido, a veces con escasos pelos estrellados en la nervadura central en el envés; en el punto de origen de los folíolos se encuentran numerosos pelos simples alargados; pecíolos pulvinados en la base, de 5 a 25 cm. Las hojas nuevas presentan un color rojo característico. Los árboles pierden totalmente su follaje al inicio de la época seca, entre enero y marzo, antes de la floración y se renuevan un poco después. Flores en fascículos de 4 a 8 cm de largo en las axilas de las hojas caídas; pedúnculos de 1.5 a 3 cm de largo, glabros; flores actinomorfas, perfumadas; cáliz verde pardusco, de 1.5 a 2 cm de largo, cupuliforme, grueso y carnoso, con el margen truncado a ligera e irregularmente lobado; pétalos amarillos o dorados, 5, de 3.5 a 4 cm de largo, obovados, con el ápice redondeado, densamente aterciopelados en la superficie exterior; estambres 5, que apenas exceden el largo de los pétalos en la flor abierta, unidos en la base en un tubo corto y grueso que está a su vez fusionado a la base de los pétalos; filamentos rojos. Florece de diciembre a marzo. Frutos: Cápsulas obovoides, 5-valvadas, de 8 x 4.5 a 14 x 7 cm, con el cáliz persistente. Semillas numerosas, redondas, de 4 a 8 mm de largo, negras, rodeadas por abundante vello sedoso blanco a gris plateado (SEMARNAT, 2005)



**Figura I.8** Fotografía de la ceiba

## Usos

**Industrial:** La fibra algodonosa que rodea a las semillas recibe el nombre de "kapoc" y se utiliza en la industria como aislante térmico y acústico en cámaras frigoríficas y aviones. También se emplea para rellenar colchones, almohadas, salvavidas chamarras, bolsas de dormir, flotadores y boyas. Las semillas contienen de 30 a 40% de aceite no secante que se utiliza localmente con fines de iluminación y en la industria para fabricar jabones y margarinas. Las proteínas que contienen las semillas se pueden emplear para la fabricación de adhesivos.

---

---

**Maderable:** La madera es suave y liviana y se utiliza para fabricar canoas, acuaplanos, aeromodelos, flotadores, centros para madera terciada, cajas de empaques, artículos torneados, cabos para cerillos, maquetas, juguetes, acabados de interiores y, en general, para todo aquello en que se requiera madera ligera y fácil de trabajar.

**Medicinal:** La infusión que se obtiene del cocimiento de la corteza se utiliza en medicina casera como antiespasmódico, emético y diurético. La goma que mana del tronco se usa como remedio de algunas enfermedades intestinales.

**Ornamental:** En algunos lugares esta especie se cultiva como planta de sombra y ornato, especialmente en el centro de parques y alamedas, así como a la orilla de los caminos.

Su aprovechamiento esta regulado por las normas NOM-005-RECNAT-1997 y NOM-007-RECNAT-1997 (DOF, 1997a,b).

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo ya que es un desecho de la poda de jardines. Su disponibilidad es durante todo el año.

## ***I.9 COMPOSTA***

### **Características generales**

La composta (del latín *compositus*, compuesto) es el producto de la degradación de desperdicios orgánicos, excrecencias animales y restos vegetales en capas horizontales en presencia de cal, humedad, espacio para la circulación del aire por la mezcla elaborada y una población viva de hongos, bacterias y otros microorganismos distribuida uniformemente por toda la masa, removida frecuentemente. Con esto se intensifica y acelera el logro de humus natural, que es materia orgánica de fácil descomposición por integración en los sedimentos de las capas superficiales de tierra para enriquecer suelos para el crecimiento vegetal mejorado (Figura I.9).



**Figura I.9** Fotografía de la composta

---

---

La biodegradación natural de la materia orgánica particulada y disuelta es llevada a cabo por las poblaciones de microorganismos presentes en el suelo. Estas poblaciones solamente actúan en presencia de agua. La cal se agrega para propiciar la neutralización termodinámica del agua intersticial en la masa agregada y para inhibir la fertilidad de semillas y la actividad de gérmenes patógenos. La estratificación se introduce para que ocurran los procesos de degradación uniformemente. El tiempo requerido es dependiente de la temperatura ambiental, de la mejor estratificación y composición de las capas horizontales. La masa de capas horizontales se denomina compostaje (Anónimo, 2005i).

Para ensayos preliminares en la elaboración de composta, se pueden utilizar desechos domésticos, muy preferentemente vegetales, residuos de cosechas, hojarasca y deshierbes achicaldos, de preferencia sin semillas, y de origen animal residuos fecales ganaderos y nunca domésticos (SAGARPA, 1999).

### **Usos**

La composta puede ser utilizada para sembrar plantas. Es una fuente excelente de material orgánico para ser añadido a un jardín o plantas en macetas. La composta ayuda a mejorar la composición de la tierra la cual contribuye a buena aeración y la capacidad de mantener la humedad del suelo.

La composta es una fuente de nutrientes para las plantas. También puede ser utilizada como material recubridor. Estudios han demostrado que cuando se utiliza composta como material recubridor o es mezclado con una pulgada de tierra fértil, ayuda a prevenir algunas enfermedades en las plantas, incluyendo a los retoños de éstas.

### **Características fisicoquímicas**

La composta generada posee un 6% de NPK que son las siglas de: nitrógeno, fósforo y potasio y que en esta proporción es muy bueno para el crecimiento de las plantas. El fósforo que las reverdece y el potasio que las fortalece, así como el nitrógeno son muy importantes (SAGARPA, 1999). Otras propiedades que confiere esta composta al revolverse con tierra son:

- Mayor absorción
- Contiene microelementos que propician una mayor fertilidad
- Espacio capilar aumentado
- Aceptor de protones (buen pH)
- Mejor textura
- Reactiva a la fauna
- Porosidad 26.7%

### **Costo y disponibilidad**

Su disponibilidad en Cuernavaca es a partir de plantas de tratamiento de aguas residuales que procesan lodos biológicos con desechos verdes de jardín. Su costo es de \$80 el m<sup>3</sup>.

---

---

---

---

## ***I.10 FIBRA DE COCO***

### **Características generales**

La fibra de coco es un producto natural y ecológico derivado del fruto de la palmacea "Cocos Nucifera". La fibra de coco pertenece a la familia de las fibras duras como el henequén. Se trata de una fibra compuesta por celulosa y leño que posee baja conductividad al calor, resistencia al impacto, a las bacterias y al agua. Su resistencia y durabilidad lo hacen un material adecuado para el mercado de la construcción para usarlo como material de aislamiento térmico y acústico" (Figura I.10).



**Figura I.10** Fotografía de la fibra de coco

La fibra de coco es un sustrato, con posibilidades de ser utilizado en cultivos sin suelo, o como sustituto o componente de otros sustratos.

Las propiedades de este sustrato se mantienen durante muchos años y simplemente es recomendable colocar un poco más de sustrato nuevo cada 3 años, para renovarlo. El polvo de coco es el que se encarga de la retención del agua en todo el volumen del sustrato, mientras que la fibra proporciona el nivel necesario de aireación, evitando cualquier posibilidad de encharcamiento.

El polvo de coco es capaz de retener hasta ocho veces su peso en agua, lo que posibilita un mayor espaciamiento entre los riegos (Anónimo, 2005d).

### **Usos**

La industria textil utiliza fibra de coco para elaborar hilos, redes de pesca, así como relleno para colchones y sillones.

Este producto natural actúa como base perfecta para el desarrollo de cultivos. A través de una innovadora estructura que incluye varias granulometrías de fibras.

### **Características fisicoquímicas**

Sus principales características son:

---

---

- Muy estable debido a su contenido de lignina, asegurando unas buenas características físicas durante un largo periodo.
- Es un producto libre de patógenos

**Tabla I.5** Características fisicoquímicas de la fibra de coco (Anónimo, 2005d)

Retención de agua	3-4 veces su peso (512%)
pH	5.5-6.8
Porosidad	83-95%
Densidad aparente	200 g·cm <sup>-3</sup>
Contenido de lignina	33.8%
Conductividad eléctrica	250-500 mS·cm <sup>-1</sup>

### Costo y disponibilidad

La producción de coco se estima en 959000 ton/año en la República Mexicana (FAO, 2004), por lo que la fibra de coco corresponde a un gran volumen de la producción, disponible durante todo el año. En Cuernavaca, un costal de 25 kg en peso seco de fibra de coco triturada tiene un costo de \$75 M.N. ·kg<sup>-1</sup>.

### I.11 FICUS

**Nombre científico:** *Picus benjamina*

#### Características generales

Árbol siempre verde de 4-6 m de altura en nuestra zona, con copa densa y ramillas colgantes, muy ornamental (Figura I.11). Corteza lisa, gris. Yemas terminales de color verde, agudas. Hojas alternas, de unos 10-12 cm de longitud, de forma ovado-elíptica, con la superficie verde brillante. El ápice es bastante acuminado, la base es redondeada y su textura es un poco coriácea. Pecíolos largos, de 2.5 cm de longitud, glabros, algo acanalados por la parte de arriba. Frutos axilares, sésiles, de globulares a oblongos, de alrededor de 1 cm de diámetro, de color púrpura-rojizo en la madurez, contrastando con el verde del follaje (Anónimo, 2005e).

#### Usos

Se usa como adorno de jardines y para proporcionar sombra.

#### Características fisicoquímicas

EC<sub>50</sub>: Por contacto con el látex que tiene una acción irritante sobre la piel, por acción de las furocomarinas. También el simple contacto con la planta puede producir fotosensibilidad, que se muestra en forma de ampollas. Se tiene que evitar comer frutos no maduros, pues

---

---

resultan tóxicos del aparato digestivo y pueden producir lesiones en las manos (Anónimo, 2005f).

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo ya que es un desecho de la poda de jardines y áreas verdes municipales. Su disponibilidad es durante todo el año.



**Figura I.11** Fotografías del ficus

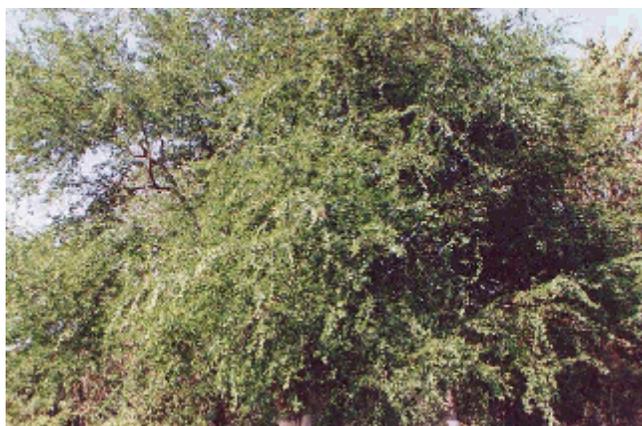
### ***I.12 GUAMÚCHIL***

**Nombre científico:** *Pithecellobium dulce*

**Otros nombres:** *cuamuche, machochin, macachuni, maturite, umi.*

#### **Características generales**

Árbol de hasta 20 m de altura, ramas delgadas y ascendentes, corteza externa ligeramente fisurada, hojas bipinnadas, (cuando el eje tiene ramificaciones de donde salen las hojuelas), folíolos u hojuelas asimétricos ovado o elípticos con el margen entero, ápice redondeado, de color verde opaco con escasa pubescencia en ambas superficies; inflorescencias axilares amarillentas o blanco-verdosas; su fruto es una vaina enroscada verde-rojiza o rosada conteniendo numerosas semillas de color negro rodeadas de una pulpa blanca o rojo comestible (Figura I.12). Florece de noviembre a mayo, en la región de estudio crece de manera silvestre cerca de los asentamientos humanos. Es originaria de América Tropical (Anónimo, 2005g)



**Figura I.12** Fotografía del guamúchil

### **Propiedades**

- Astringente
- Antidiarreico
- Analgésico

### **Usos**

En medicina tradicional se utiliza la corteza en té para el dolor de muelas.

### **Características fisicoquímicas**

Contiene taninos (Anónimo, 2005g).

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo ya que es un desecho de las podas de jardines. Su disponibilidad es durante todo el año.

## ***I.13 JACARANDA***

**Nombre científico:** *Jacaranda mimosifolia*

**Otros nombres:** *Green ebony, palisandro*

### **Características generales**

Árbol semicaducifolio de porte medio, de 12-15 m de altura con copa ancha y ramas erguidas (Figura I.13). Tronco de corteza fisurada, oscura. Las ramas jóvenes lisas. Hojas compuestas, bipinnadas, de hasta 50 cm de longitud, con pinnas de 25-30 pares de folíolos pequeños de forma oval-oblonga, apiculados, de color verde-amarillento. Flores en panículas terminales de forma piramidal que aparecen antes que las hojas, dándole al árbol

---

---

un bonito aspecto. Son de forma tubular y de color azul-violeta, de unos 3-5 cm de longitud. Florece en Mayo-Junio, y a veces tiene una segunda floración, más escasa, hacia el mes de Septiembre u Octubre. Fruto leñoso, dehiscente, plano, en forma de castañuela, conteniendo gran cantidad de semillas pequeñas, aladas. El fruto permanece bastante tiempo en el árbol (Anónimo, 2005h).



**Figura I.13** Fotografías de la jacaranda

## Usos

Uso arquitectónico:

- En grupos a lo largo de edificios altos en los lados sur u oeste, o un lugar donde reciba sol directo o calor reflejado.
- Para adornar la ciudad, dar sombra o agregar color estético.

*Usos en medicina tradicional:* la decocción de la raíz se emplea como diaforético. El jarabe de la raíz se utiliza especialmente contra las enfermedades venéreas y la furunculosis se asegura que en una semana cura la furunculosis; además se usa contra las hemorroides, las várices, las afecciones del hígado, los eczemas e impurezas de la sangre. La decocción de la corteza o de las raíces se utiliza en lavados para cicatrizar úlceras (incluyendo las venéreas), artritis, várices, varicela, llagas rebeldes, heridas y escrófulas.

Por vía oral se usa para curar la sífilis, blenorragia, diabetes, dolor en los huesos, reumatismo y artritis; en forma de gargarismos, para sanar las afecciones de la garganta. La decocción o el jarabe de las hojas o de la corteza, tomada por vía oral o aplicada en baños calientes sobre la parte afectada, se considera un remedio para aliviar la sífilis y la

---

---

blenorragia crónica; así como otras enfermedades venéreas, cutáneas y reumáticas; también los chancros, los bubones, las úlceras inveteradas de la boca, el impétigo, la soriasis, la furunculosis, los flemones, las hemorroides, las várices, los eczemas, las afecciones del hígado, neuralgias y dolores de los huesos; para regularizar la menstruación y como diurético, depurativo de la sangre, vulnerario y antianémico.

La decocción de las hojas o de la corteza por vía oral se utiliza contra úlceras y externamente se usa en lavados vaginales. El polvo de las hojas secas, espolvoreado sobre las úlceras se emplea como desinfectante.

### **Composición química**

La jacaranda está compuesta por el ácido jacarándico, jacaranona, ácido jacoumárico, ácido ursólico y otras sustancias (Anónimo, 2005h).

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo ya que es un desecho de la poda de jardines. Su disponibilidad es durante todo el año.

## ***I.14 LIRIO ACUÁTICO***

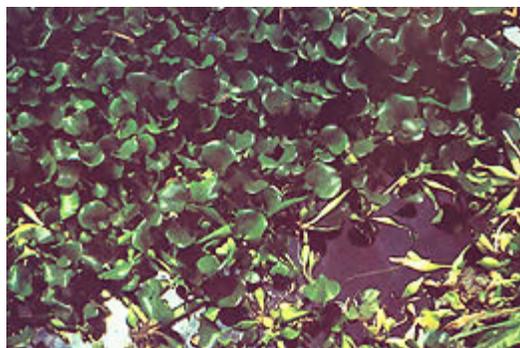
**Nombre científico:** *Eichhornia crassipes*

**Otros nombres:** *Jacinto de agua*

### **Características generales**

Plantas libre-flotantes, a veces varadas en el lodo, con tallo vegetativo muy corto. Hojas en roseta de color verde muy intenso, con un gran peciolo inflado. Rosetón, algo ascendente a ampliamente extendido. Peciolos normalmente cortos, ampliamente hinchados, casi bulbosos, llenos de tejido aerenquimatoso, o cuando crecen en poblaciones densamente agrupadas, entonces las hojas son fuertemente ascendentes y los peciolos más elongados y menos hinchados. Láminas de 2.5 a 16 cm, truncadas a ligeramente cordadas en la base.

Inflorescencias en forma de espiga. Flores vistosas, azules a azul claro, con una mancha amarilla en el lóbulo superior del perianto. Lóbulos del perianto de 16 a 37 mm, los márgenes enteros. Frutos de alrededor de 1.5 cm. Tamaño: Hasta 30 cm o más de diámetro y 20 cm de altura. El tamaño que alcance depende de la intensidad de la luz y de la cantidad de nutrientes en el agua. Forma de propagación: Sexualmente a través de semillas. En condiciones favorables se multiplica rápidamente en la superficie (Figura I.14).



**Figura I.14** Fotografía del lirio acuático

El lirio acuático es una planta flotante originaria del Amazonas, la que por la belleza de su flor se ha diseminado a casi todas las áreas tropicales y sub-tropicales del mundo. Su rápida reproducción, sobre todo asexual, así como la ausencia de enemigos naturales en los nuevos lugares de su introducción, han provocado la rápida diseminación de la planta a diversos cuerpos acuáticos cubriendo extensas áreas de los mismos.

Esto ha traído como consecuencia que actividades económicas importantes, como la navegación en ríos y lagos, la pesca, y la irrigación en la agricultura se han afectado sensiblemente en las áreas invadidas por la maleza. Una extensa cobertura del jacinto o lirio acuático provoca una evapotranspiración tres-cuatro veces superior a la que normalmente ocurre en superficies de agua libre, lo que genera también pérdida de agua, sobre todo en el período de sequía. No menos dañino es el efecto que ocasiona la maleza cuando ésta llega a los generadores de las estaciones hidroeléctricas, lo que provoca cortes eléctricos de determinada duración hasta que los generadores son limpiados de tejidos de la planta (IMTA, 1997).

### **Características Físicoquímicas**

**Tabla I.6** Características físicoquímicas del lirio acuático (López, 1987)

Porosidad	80%
Densidad aparente	0.20 g·cm <sup>-3</sup>
Retención de agua	463%
Contenido de celulosa	30.25%
Contenido de lignina	12.05%

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo en los lugares en que existe infestación de esta planta y que se extrae para limpiar el lugar. Sin embargo, ésta no es una práctica frecuente en muchos lugares.

---

---

### ***I.15 TABACHÍN***

**Nombre científico:** *Caesalpinia pulcherrima*

**Otros nombres:** chacaloxochitl, barbona o cabello de angel

#### **Características generales**

Arbusto que alcanza hasta 5 m de altura, de tronco delgado y liso, con follaje vistoso y hojas de tamaño mediano (Figura I.15). Las flores están ubicadas en racimos; sus frutos son vainas alargadas de color café. Es originaria de México y habita en climas cálido, semicálido y templado. Es cultivada en las casas y está asociada a la selva tropical caducifolia, subcaducifolia y perennifolia; bosques espinoso, mesófilo de montaña, de encino y pino (SEMARNAT, 2005).



**Figura I.15** Fotografías del tabachín

#### **Usos**

Es una planta de uso muy antiguo, pues desde antes de la llegada de los españoles era empleada en el tratamiento de afecciones de las vías respiratorias. En la actualidad, en algunos estados del centro y norte del país, se recomienda para aliviar la tos, mediante la infusión de las flores como agua de uso. Para la misma finalidad es utilizada y combinada con otras plantas como epazote de zorrillo, gordolobo, bugambilia y palo mulato; además de la flor, también del llamado Cabello de Angel se emplea la raíz, el tallo o las hojas. Por otro lado, es útil en problemas digestivos como purgante y para los cólicos. Contiene taninos, los cuales se utilizan para curtir pieles (SEMARNAT, 2005).

---

---

Su aprovechamiento esta regulado por las normas NOM-004-RECNAT-1996, NOM-005-RECNAT-1997 y NOM-007-RECNAT-1997 (DOF, 1996b, 1997a, 1997b).

### **Características Físicoquímicas**

**Tabla I.7** Características fisicoquímicas del tabachín (Chiang et al., 2003)

	<b>EC<sub>50</sub>*</b>
Fruta	41.2
Semilla	83.2
Vástago	61.8
Hoja	52.1
Flor	177.9

\*Pruebas realizadas con el virus ADV-8. El EC<sub>50</sub> es una concentración derivada estadísticamente de una sustancia en el medio ambiente que produce una cierta inhibición en el 50% de los organismos de una población dada.

### **Costo y disponibilidad**

Se puede obtener sin costo ya que es un desecho de la poda de jardines y áreas verdes. Su disponibilidad es durante todo el año.

## ***I.16 VERMICOMPOSTA***

### **Características generales**

La degradación de la materia orgánica, no se lleva a cabo de forma espontánea, sino, que requiere de la participación de una gran cantidad de organismos constitutivos del suelo, los cuales no solo evitan la acumulación de restos animales y vegetales sino que favorecen la liberación y disponibilidad de nutrimentos, induciendo a su vez cambios físicos y químicos que favorecen el desarrollo de las plantas en el suelo (García-Pérez, 1996); de la gran diversidad de organismos, son las termitas y las lombrices de tierra las que tiene un papel determinante en la fertilidad del suelo, las lombrices de tierra se encargan de digerir la materia orgánica y descomponerla (García-Pérez, 1996), convirtiéndola en la llamada vermicomposta o lumbricompuesto, fertilizante orgánico de color oscuro, limpio, suave al tacto, con agradable olor a mantillo del bosque y debido a su bioestabilidad no sufre procesos de fermentación y putrefacción. Contiene además, una elevada carga enzimática y bacteriana que aumenta la solubilización de los nutrientes haciendo que puedan ser fácilmente absorbidos por las raíces y asimilables por las plantas. Por otra parte, impide que estos nutrientes sean diluidos por el agua de riego manteniéndolos por más tiempo disponibles en el suelo (Figura I.16). La vermicomposta excretada por las lombrices, tiene la capacidad de modificar las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo y por consiguiente su capacidad de sostener la vida de superficie. Las propiedades físicas del suelo modificado por la vermicomposta comprende la agregación, la estabilidad y la

porosidad, mientras que las biológicas y químicas incluyen el ciclado de nutrientes (nitrógeno y fósforo en mayor proporción), los índices de descomposición, las formas químicas de los nutrientes en el suelo y su disponibilidad para los vegetales, el pH, la dinámica, la cantidad y la calidad de la materia orgánica, la actividad microbiana y de la fauna (incluida la producción de enzimas y reguladores del crecimiento de los vegetales), la abundancia, la biomasa, la composición de las especies y la diversidad de la microflora y la microfauna (Lavelle et al., 1998); la vermicomposta neutraliza eventuales presencias contaminadoras (herbicidas, ésteres fosfóricos), evita y combate la clorosis férrica, facilita y aumenta la eficacia del trabajo mecánico del terreno.



**Figura I.16** Fotografías de la vermicomposta

### Usos

La vermicomposta tiene innumerables usos como acondicionador del suelo ya que retiene la humedad y mejora la textura.

**Tabla I.8** Características físicoquímicas de la vermicomposta (Cardoso y Ramírez, 2004)

% Humedad	70
pH	7.2
Conductividad eléctrica ( $\text{dSm}^{-1}$ )	4.0
Intercambio catiónico medido como $\text{SO}_4^-$	4.2
Intercambio catiónico medido como $\text{Cl}^-$	3.7
Materia orgánica (%)	60
Nitrógeno total (%)	2.5
Fósforo total (%)	0.96

### Costo y disponibilidad

Se produce en el IMTA, a partir de los lodos biológicos de la planta tratadora de aguas residuales del instituto, su disponibilidad es aproximadamente 2 ó 3 veces por año.

## ANEXO II

### CÁLCULOS PARA LA DETERMINACIÓN DE LA POROSIDAD *IN SITU* DEL MEDIO FILTRANTE (ETAPA: SELECCIÓN DE MATERIALES)

Se toma una muestra del material preparado (humedecido al 65%) y se pone en una cápsula a peso constante, se pesa, se seca en la estufa por 3 h, se pesa nuevamente, se seca por 24h en la estufa y se pesa nuevamente.

	Material	Peso cte cápsula	Cápsula +MF	MF peso húmedo	Peso 3 h	peso 24 h	masa MF seco	% humedad	MF seco	masa de agua
<b>A</b>	Fibra de coco	74.9893	114.191	39.2017	93.4706	84.6907	24.747396	75.2526	9.7014	29.5003
<b>B</b>	Bagazo de caña	96.9359	122.684	25.7482	105.1412	101.8429	19.057643	80.94236	4.907	20.8412
<b>C</b>	Tabachín	75.6839	93.8268	18.1429	83.1346	82.9331	39.956126	60.04387	7.2492	10.8937
<b>D</b>	Jacaranda	75.0023	81.6967	6.6944	78.6252	78.6084	53.867412	46.13259	3.6061	3.0883
<b>E</b>	Casahuate	57.2227	68.2611	11.0384	62.4246	62.2329	45.388824	54.61118	5.0102	6.0282

#### Determinación del peso seco del material filtrante (MF) en los reactores

	Peso R +Grava +MF húmedo	adicion MF 1	adicion MF 2	Total MF húmedo	R+grava	Masa MF húmedo (g)
<b>A</b>	21200	142.49	890	22232.5	8060	3507.322196
<b>B</b>	19600	132.49	902.5	20635	8345	2342.182364
<b>C</b>	14800	72.7898		14872.8	8480	2554.311153
<b>D</b>	14800			14800	8450	3420.580635
<b>E</b>	14600	57.2898		14657.3	8355	2860.535255

Se realizaron tres pruebas de vaciado en cada reactor, pero se toman los resultados de la tercera prueba para realizar los cálculos, debido a que es en esta prueba donde el MF ha tomado una mejor estructura y los datos obtenidos son más estables.

	Vol. Acumulado durante la 3a prueba de vaciado de los reactores
<b>A</b>	13010
<b>B</b>	11710
<b>C</b>	16024
<b>D</b>	18423
<b>E</b>	17567

#### Determinación del volumen de agua retenido al final de los ensayos de drenaje en los reactores

Al terminar la tercera prueba de vaciado, se toman muestras del material de las partes alta, media y baja de los reactores (1, 2, 3 respectivamente). Se determina el peso seco de estas muestras.

		MF Húmedo	peso 24 h	peso cápsula	MF hum- peso cap	MF 24 h- peso cap	% HUMEDAD	X(media)
<b>A</b>	1	86.1705	77.0958	73.8588	12.3117	3.237	73.70794	
	2	83.2343	76.5337	73.8302	9.4041	2.7035	71.2519	
	3	51.2939	43.4473	40.4515	10.8424	2.9958	72.36959	72.4431
<b>B</b>	1	88.606	81.0167	78.9174	9.6886	2.0993	78.33227	
	2	100.172	94.6505	92.6729	7.4986	1.9776	73.62708	
	3	47.6282	42.5954	38.2944	9.3338	4.301	53.92016	68.6265
<b>C</b>	1	89.0773	82.3048	78.3988	10.6785	3.906	63.42183	
	2	84.0101	78.0903	74.7867	9.2234	3.3036	64.18241	
	3	97.3015	92.2104	88.7842	8.5173	3.4262	59.77364	62.4593
<b>D</b>	1	45.3539	38.5419	35.1109	10.243	3.431	66.50395	
	2	94.9245	90.784	88.5406	6.3839	2.2434	64.85847	
	3	85.3115	80.7551	78.0652	7.2463	2.6899	62.87899	64.7471
<b>E</b>	1	93.1587	87.9485	85.5819	7.5768	2.3666	68.76518	
	2	82.2356	77.2927	74.9744	7.2612	2.3183	68.07277	
	3	81.6983	77.1989	74.9707	6.7276	2.2282	66.87972	67.9059

También se midió el volumen de agua contenido en la capa de grava, con este dato y los anteriores se obtiene el % de porosidad en cada reactor.

	Vol agua contenido en grava	Vol real acum..	En g de MF húmedo	Hay g MF seco	contienen g agua	Corresponde a %Humedad	g agua /g de MF seco	Vol agua contenido en MF	Vol agua retenido
<b>A</b>	1288.333333	11721.7	39.2017	9.7014	29.5003	75.25260384	2.9273036	10267	21988.7
<b>B</b>	1106.666667	10603.3	25.7482	4.907	20.8412	80.94235714	3.6009963	8434.19	19037.5
<b>C</b>	1291.666667	14732.3	18.1429	7.2492	10.8937	60.04387391	1.5631969	3992.891	18725.2
<b>D</b>	1265	17158	6.6944	3.6061	3.0883	46.13258843	1.2019723	4111.443	21269.4
<b>E</b>	1221.666667	16345.3	11.0384	5.0102	6.0282	54.61117553	1.4960927	4279.626	20625

REACTOR	MATERIAL	POROSIDAD (%)
<b>A</b>	Fibra de coco	<b>87.95465378</b>
<b>B</b>	Bagazo de caña	<b>76.15009355</b>
<b>C</b>	Tabachín	<b>74.90089796</b>
<b>D</b>	Jacaranda	<b>85.07777293</b>
<b>E</b>	Casahuate	<b>82.49983705</b>

---



---

### ANEXO III

#### CÁLCULOS PARA LA DETERMINACIÓN DE LA POROSIDAD *IN SITU* DEL MEDIO FILTRANTE Y EL TIEMPO DE RESIDENCIA HIDRÁULICA DE LOS BIOFILTROS (ETAPA: BIOFILTRACIÓN SOBRE MATERIALES ORGÁNICOS AUTÓCTONOS)

Se realiza el mismo procedimiento del Anexo I.

	Peso cte cápsula	Cápsula +MF	MF peso húmedo	Peso 3 h	peso 24 h	masa MF seco	% humedad	MF seco	masa de agua
<b>BFT</b>	52.2975	64.2469	11.9494	58.4946	58.2381	49.7146	50.28537	5.9406	6.0088
<b>BF1</b>	57.3756	60.0643	2.6887	59.1126	58.1271	27.9503	72.049689	0.7515	1.9372
<b>BF2</b>	57.3956	62.6449	5.2493	60.4333	58.3875	18.8959	81.104147	0.9919	4.2574

#### Determinación del peso seco del material filtrante (MF) en los reactores

	Peso R +Grava +MF húmedo	adición MF 1	adición MF 2	Total MF húmedo	R+grava	Masa MF húmedo (g)
<b>BFT</b>	15800			15800	8540	3609.282
<b>BF1</b>	20200			20200	8430	3289.752
<b>BF2</b>	16200			16200	8320	1488.993

	Vol. acumulado 3a prueba
<b>BFT</b>	13290
<b>BF1</b>	10415
<b>BF2</b>	16050

## Determinación del volumen de agua retenido al final de los ensayos de drenaje en los reactores

		mf Húmedo	peso 24 h	peso cápsula	MF hum- peso cap	MF 24 h-peso cap	% HUMEDAD	X(media)
<b>BFT</b>	1	86.6107	80.9448	79.2645	7.3462	1.6803	77.12695	
	2	98.9912	86.6205	85.4659	13.5253	1.1546	91.463406	
	3	63.4528	59.3549	58.97645	4.47635	0.37845	91.545567	86.712
<b>BF1</b>	1	113.5076	98.0065	94.3541	19.1535	3.6524	80.9309	
	2	86.3843	80.2741	79.476	6.9083	0.7981	88.44723	
	3	85.2746	80.3675	79.4519	5.8227	0.9156	84.275336	84.5512
<b>BF2</b>	1	65.1836	57.3651	56.2745	8.9091	1.0906	87.758584	
	2	114.058	106.3852	104.4657	9.5923	1.9195	79.989158	
	3	106.3957	104.3752	103.2869	3.1088	1.0883	64.992923	77.5802

	Vol agua contenido en grava	Vol real acum	En g de MF húmedo	Hayg MF seco	contienen g agua	Corresponde a %Humedad	g agua /g de MF seco	Vol agua contenido en MF	Vol agua retenido
<b>BFT</b>	1360	11930	11.9494	5.9406	6.0088	50.28537	1.74419	6295.2893	18225.3
<b>BF1</b>	1420	8995	2.6887	0.7515	1.9372	72.04969	3.02505	9951.671	18946.7
<b>BF2</b>	1240	14810	5.2493	0.9919	4.2574	81.10415	4.10567	6113.3215	20923.3

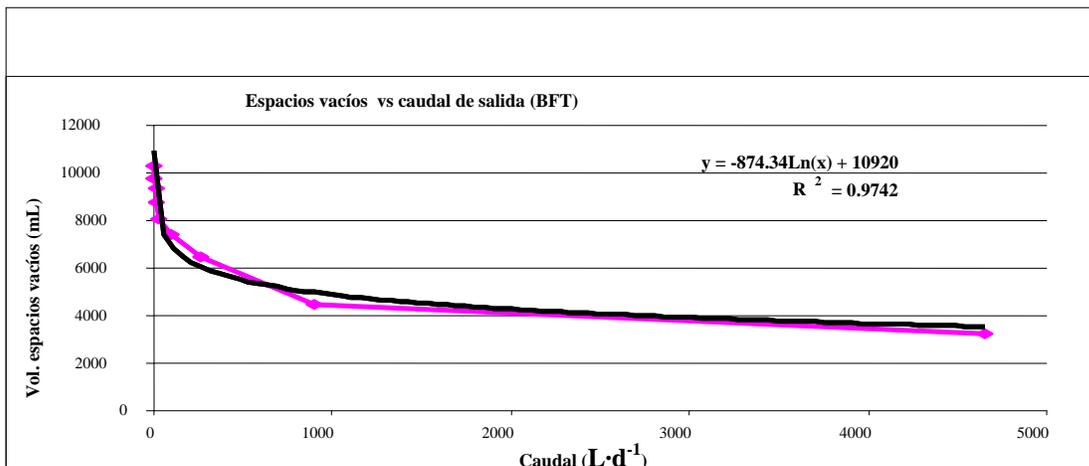
BIOFILTRO	POROSIDAD (%)
BFT	72.9012
BF1	75.7867
BF2	83.6933

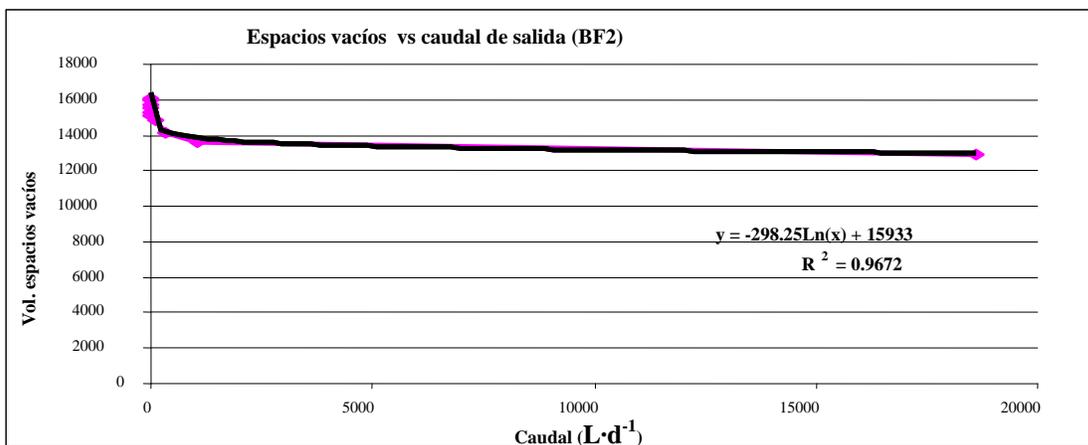
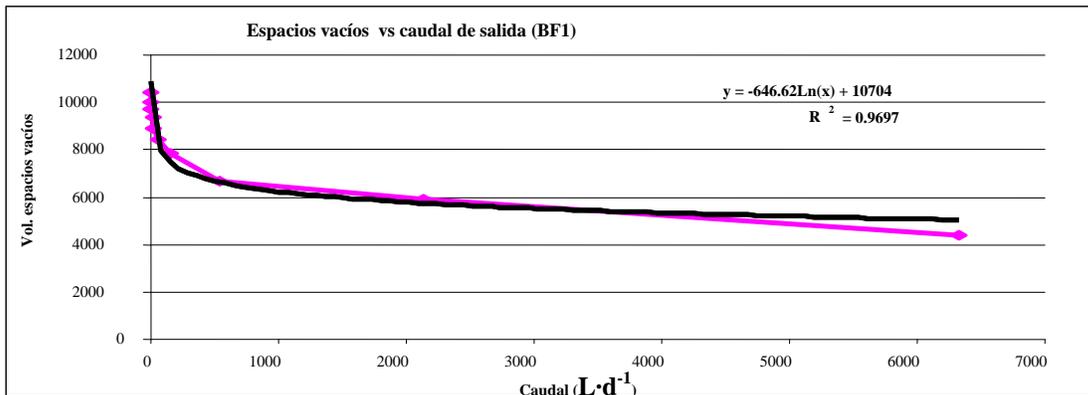
### Espacios vacíos en los biofiltros con respecto al flujo de salida

Los datos del volumen acumulado fueron tomados de la tercera prueba de vaciado, ya que después de algunos ensayos de llenado y vaciado, el MF toma una mejor estructura, esto permite obtener datos más estables que se ajustan mejor a la curva teórica (Fig. 3.3). Con los resultados del volumen acumulado en la tercera prueba de vaciado y utilizando la ecuación (1) del capítulo 3, se obtiene el caudal de salida. En la siguiente tabla se muestran los datos de la tercera prueba de vaciado para los tres biofiltros y los resultados obtenidos para la ecuación (1) en los tres casos. El volumen acumulado corresponde a los espacios vacíos presentes en los biofiltros.

Tiempo (min)	BFT			BF1			BF2		
	Volumen (mL)	Vol. Acumulado (mL)	Qsalida (L/d)	Vol. (mL)	Vol. Acumulado (mL)	Qsalida (L·d <sup>-1</sup> )	Vol. (mL)	Vol. Acumulado (mL)	Qsalida (L·d <sup>-1</sup> )
0	0			0			0		
1	2970	2970	4276.8	4400	4400	6336	12910	12910	18590.4
2	3230	6200	4651.2	1485	5885	2138.4	740	13650	1065.6
4	1250	7450	900	760	6645	547.2	500	14150	360
15	1990	9440	260.509	1200	7845	157.090	670	14820	87.7090
30	960	10400	92.16	570	8415	54.72	270	15090	25.92
60	650	11050	31.2	490	8905	23.52	230	15320	11.04
120	670	11720	16.08	450	9355	10.8	210	15530	5.04
240	600	12320	7.2	340	9695	4.08	150	15680	1.8
420	430	12750	3.44	330	10025	2.64	260	15940	2.08
1200	540	13290	0.99692	390	10415	0.72	110	16050	0.203076

Posteriormente, se graficó el caudal vs el volumen de espacios vacíos (figuras siguientes) que corresponden al volumen de agua acumulado dentro de los biofiltros, se ajusta a una curva y se obtiene la ecuación de esa curva.





A partir de las fórmulas obtenidas en las figuras anteriores se puede determinar el volumen de espacios vacíos en el medio filtrante para cualquier caudal y, por diferencia entre el volumen total de agua contenido en los diferentes biofiltros (porosidad *in situ*) y el volumen de espacios vacíos se obtiene el volumen de agua en tratamiento. Finalmente, con este dato se puede calcular el TRH.

### **Determinación del tiempo de residencia hidráulico (TRH) en los biofiltros**

Sustituyendo el caudal utilizado en las ecuaciones de las figuras anteriores, se obtiene el volumen de espacios vacíos para este caudal. Asimismo, por diferencia entre el volumen total de agua contenido en los materiales filtrantes y el volumen de espacios vacíos, se obtiene el volumen real de agua en tratamiento. Sustituyendo este valor de volumen real y el caudal utilizado en la ecuación (3) del capítulo 3 se obtiene el TRH. En la siguiente tabla se muestran los cálculos realizados.

	BFT	BF1	BF2
Ecuación de espacios vacíos	$Y = -874.34 \ln(x) + 10920$	$Y = -646.62 \ln(x) + 10704$	$Y = -298.25 \ln(x) + 15933$
Q (L·d <sup>-1</sup> )	2	2	2
Vol. de espacios vacíos	10.3139 L	10.255 L	15.7262 L
Vol. correspondiente a la porosidad <i>in situ</i>	18.2253 L	18.9467 L	20.9233 L
Vol. real de agua en tratamiento	7.9114 L	8.6909 L	5.1970 L
<b>TRH= V<sub>real</sub>/Q</b>	<b>3.95 días</b>	<b>4.34 días</b>	<b>2.59 días</b>

## ANEXO IV

### ANÁLISIS DE VARIANZA

El análisis de varianza se realizó analizando los datos de porcentaje de remoción de color del influente sin recirculación de los biofiltros (expresado en decimales) para cada una de las cuatro cargas utilizadas durante la fase experimental. El análisis se realizó comparando cada uno de los biofiltros empacados con materiales nuevos con el biofiltro testigo (biofiltro empacado con turba) en cada una de sus diferentes cargas.

Ho= Ti=0 CARGA 1

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.9976	0.96371	
2	0.9959	0.96987	
3	0.9982	0.97354	
4	0.9991	0.97295	
5	0.9995	0.97231	
6	0.9995	0.97205	
7	0.9996	0.97234	
8	0.9986	0.97887	
9	0.9985	0.97841	
10	0.9978	0.97858	
11	0.998	0.97982	
12	0.9982	0.97894	
13	0.9986	0.96546	
14	0.9984	0.96835	
15	0.9985	0.96049	
16	0.9983	0.95145	
17	0.9973	0.93161	
18	0.9979	0.93929	
19	0.9979	0.93742	
20	0.9976	0.93686	
21	0.9976	0.93761	
22	0.9971	0.93576	
23	0.9967	0.93694	
24	0.9964	0.94081	
25	0.9966	0.94152	
TOTALES	24.9494	23.9749	48.9243
No. OBS.	25	25	50
MEDIAS	0.99798	0.959	0.97849

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	47.87179699	47.87179699	
Entre tratamientos	2	0.018991922	0.009495961	59.64
EE	47	0.007483074	0.000159214	
TOTAL	50	47.89827199		

Sí a=0.05

Fc<sub>0.95,2,47</sub>= 3.23      F>Fc (59.64>3.23)

Por lo tanto Ho no se acepta, sí hay diferencias Significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C1

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF2	
1	0.9976	0.9602	
2	0.9959	0.9623	
3	0.9982	0.94865	
4	0.9991	0.93515	
5	0.9995	0.94333	
6	0.9995	0.95297	
7	0.9996	0.96173	
8	0.9986	0.98127	
9	0.9985	0.98267	
10	0.9978	0.98023	
11	0.998	0.97933	
12	0.9982	0.97819	
13	0.9986	0.97347	
14	0.9984	0.96063	
15	0.9985	0.9711	
16	0.9983	0.97145	
17	0.9973	0.9667	
18	0.9979	0.97365	
19	0.9979	0.96502	
20	0.9976	0.97608	
21	0.9976	0.97673	
22	0.9971	0.97304	
23	0.9967	0.97517	
24	0.9964	0.97616	
25	0.9966	0.97979	
TOTALES	24.9494	24.205	49.1544
No. OBS.	25	25	50
MEDIAS	0.99798	0.9682	0.98309

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	48.3231367	48.3231367	
Entre tratamientos	2	0.011082083	0.005541042	68.76
EE	47	0.003787298	8.05808E-05	
TOTAL	50	48.33800608		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c_{0.95,2,47}} = 3.23$        $F > F_c (68.76 > 3.23)$

Por lo tanto  $H_0$  no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF2 en la carga C1

### CARGA 2

$H_0 = T_i = 0$

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.9974	0.94731	
2	0.9954	0.94341	
3	0.9966	0.9448	
4	0.9968	0.95311	
5	0.9962	0.95681	
6	0.9957	0.94825	
7	0.9959	0.95193	
8	0.9813	0.91595	
9	0.977	0.88637	
10	0.9723	0.87092	
11	0.9755	0.88604	
TOTALES	10.8801	10.2049	21.085
No. OBS.	11	11	22
MEDIAS	0.9891	0.92772	0.95841

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	20.2080482	20.2080482	
Entre tratamientos	2	0.020722741	0.010361371	17.46
EE	19	0.011269754	0.000593145	
TOTAL	22	20.2400407		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c_{0.95,2,19}} = 3.52$        $F > F_c (17.46 > 3.52)$

Por lo tanto  $H_0$  no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C2

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF2	
1	0.9974	0.98057	
2	0.9954	0.97815	
3	0.9966	0.98036	
4	0.9968	0.98155	
5	0.9962	0.98127	
6	0.9957	0.9706	
7	0.9959	0.97313	
8	0.9813	0.94147	
9	0.977	0.99322	
10	0.9723	0.92696	
11	0.9755	0.93676	
TOTALES	10.8801	10.644	21.5241
No. OBS.	11	11	22
MEDIAS	0.9891	0.96764	0.97837

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	21.05857672	21.05857672	
Entre tratamientos	2	0.002532881	0.001266441	4.11
EE	19	0.005844447	0.000307602	
TOTAL	22	21.06695405		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c 0.95,2,19} = 3.52$        $F > F_c (4.11 > 3.52)$

Por lo tanto  $H_0$  no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre Los biofiltros BFT y BF2 en la carga C2

### CARGA 3

$H_0 = T_i = 0$

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.9709	0.89912	
2	0.981	0.93982	
3	0.9776	0.93989	
4	0.9441	0.93099	
5	0.9622	0.94611	
6	0.9678	0.94758	
7	0.9699	0.94821	
8	0.971	0.94884	
9	0.97	0.9494	
10	0.97	0.94803	
11	0.9573	0.95463	
12	0.9618	0.95269	
13	0.9628	0.9532	
14	0.9608	0.95337	
15	0.955	0.95484	
TOTALES	14.4822	14.1667	28.6489
No. OBS.	15	15	30
MEDIAS	0.96548	0.94445	0.95496

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	27.35868811	27.35868811	
Entre tratamientos	2	0.003317578	0.001658789	11.20
EE	27	0.003997778	0.000148066	
TOTAL	30	27.36600347		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c 0.95,2,27} = 3.35$        $F > F_c (11.20 > 3.35)$

Por lo tanto  $H_0$  no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C3

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF2	
1	0.9709	0.94349	
2	0.981	0.96251	
3	0.9776	0.95636	
4	0.9441	0.95933	
5	0.9622	0.96944	
6	0.9678	0.96959	
7	0.9699	0.96464	
8	0.971	0.96583	
9	0.97	0.96521	
10	0.97	0.95596	
11	0.9573	0.95625	
12	0.9618	0.96122	
13	0.9628	0.96132	
14	0.9608	0.95928	
15	0.955	0.95927	
TOTALES	14.4822	14.4097	28.8919
No. OBS.	15	15	30
MEDIAS	0.96548	0.96065	0.96306

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	27.8247048	27.8247048	
Entre tratamientos	2	0.00017527	8.76352E-05	1.32
EE	27	0.001785359	6.61244E-05	
TOTAL	30	27.82666543		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c 0.95,2,27} = 3.35$        $F < F_c (1.32 < 3.35)$

Por lo tanto  $H_0$  se acepta, no hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF2 en la carga C3

**CARGA 4**

Ho= Ti=0

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.9323	0.9314	
2	0.9373	0.93893	
3	0.9373	0.93893	
4	0.9326	0.94566	
5	0.9505	0.93254	
6	0.9292	0.94986	
7	0.9296	0.95221	
8	0.9277	0.96655	
9	0.9234	0.96448	
10	0.9284	0.97026	
11	0.9195	0.95737	
12	0.9126	0.95015	
13	0.9129	0.9484	
14	0.9205	0.95653	
15	0.9185	0.95532	
16	0.9197	0.9582	
17	0.9142	0.95648	
18	0.9054	0.95089	
19	0.9069	0.95167	
20	0.9099	0.95541	
21	0.9351	0.94237	
22	0.8667	0.92629	
23	0.8684	0.92722	
24	0.8659	0.92254	
25	0.8958	0.92636	
26	0.9221	0.94143	
27	0.9217	0.9532	
28	0.9145	0.9482	
29	0.9339	0.96679	
30	0.913	0.94807	
31	0.9133	0.96028	
TOTALES	28.4188	29.394	57.8128
No. OBS.	31	31	62
MEDIAS	0.91674	0.94819	0.93246

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	53.9083501	53.9083501	
Entre tratamientos	2	0.015338371	0.007669185	26.71
EE	59	0.016936285	0.000287056	
TOTAL	62	53.94062476		

Sí a=0.05

$F_{c 0.95, 2, 59} = 3.15$        $F > F_c (26.71 > 3.15)$

Por lo tanto Ho no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C4

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL	TABLA DE ANVA				
	BFT	BF2		Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
1	0.9323	0.92378		Media	1	51.19756994	51.19756994	
2	0.9373	0.93179		Entre tratamientos	2	0.00398599	0.001992995	2.39
3	0.9373	0.93179		EE	59	0.049165332	0.000833311	
4	0.9326	0.94234		TOTAL	62	51.25072126		
5	0.9505	0.9469						
6	0.9292	0.93042						
7	0.9296	0.93458						
8	0.9277	0.94445						
9	0.9234	0.92593						
10	0.9284	0.93914						
11	0.9195	0.92423						
12	0.9126	0.9122						
13	0.9129	0.91576						
14	0.9205	0.91714						
15	0.9185	0.90226						
16	0.9197	0.90399						
17	0.9142	0.89352						
18	0.9054	0.85612						
19	0.9069	0.85842						
20	0.9099	0.88754						
21	0.9351	0.89799						
22	0.8667	0.89548						
23	0.8684	0.8968						
24	0.8659	0.89991						
25	0.8958	0.80045						
26	0.9221	0.90262						
27	0.9217	0.8365						
28	0.9145	0.86297						
29	0.9339	0.85096						
30	0.913	0.86395						
31	0.9133	0.89178						
TOTALES	28.4188	27.9217	56.3405					
No. OBS.	31	31	62					
MEDIAS	0.91674	0.9007	0.90872					

Sí  $\alpha=0.05$   
 $F_{c 0.95, 2, 59} = 3.15$        $F < F_c (2.39 < 3.15)$

Por lo tanto  $H_0$  se acepta, no hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF2

También se realizó otro análisis de varianza analizando los resultados del porcentaje de remoción de la DQO (expresado en decimales) para cada una de las cuatro cargas utilizadas durante la fase experimental. El análisis se realizó comparando cada biofiltro con el biofiltro testigo para cada una de las cargas.

**CARGA 1**

Ho= Ti=0

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.5361	-1.58435	
2	0.6062	-1.12255	
3	0.6709	-0.44865	
4	0.8577	0.24398	
5	0.8038	0.36892	
6	0.5927	0.40462	
7	0.74	0.62364	
8	0.6525	0.56651	
9	0.638	0.25299	
10	0.5978	-0.06096	
11	0.6165	-0.27941	
12	0.8401	-0.07128	
13	0.7758	0.32339	
14	0.7694	0.31557	
15	0.5632	0.03179	
16	0.6078	0.08933	
TOTALES	10.8685	-0.34644	10.5221
No. OBS.	16	16	32
MEDIAS	0.67928	-0.02165	0.32881

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	3.459802805	3.459802805	
Entre tratamientos	2	3.93046687	1.965233435	10.25
EE	29	5.556611692	0.1916073	
TOTAL	32	12.94688137		

Sí a=0.05

$F_{c_{0.95,2,29}} = 3.33 \quad F > F_c (10.25 > 3.33)$

Por lo tanto Ho no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C1

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	2.805073765	2.805073765	
Entre tratamientos	2	4.699181603	2.349590801	6.031
EE	29	11.29705762	0.389553711	
TOTAL	32	18.80131299		

Sí a=0.05

$F_{c_{0.95,2,29}} = 3.33 \quad F > F_c (6.03 > 3.33)$

Por lo tanto Ho no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF2 en la carga C1

**CARGA 2**

Ho= Ti=0

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.6267	0.2727	
2	0.42263	0.09281	
3	0.34963	0.40821	
4	0.15625	0.25472	
5	0.4014	-0.17115	
6	-0.08664	0.37276	
7	0.46832	0.29921	
8	0.41717	0.23367	
TOTALES	2.75547	1.76294	4.51841
No. OBS.	8	8	16
MEDIAS	0.34443	0.22037	0.2824

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	1.275999876	1.275999876	
Entre tratamientos	2	0.061569387	0.030784694	0.702
EE	13	0.569319704	0.043793823	
TOTAL	16	1.906888968		

Sí a=0.05

$F_{c_{0.95,2,13}} = 3.81 \quad F < F_c (0.70 < 3.81)$

Por lo tanto Ho se acepta, no hay diferencias significativas entre los BFT y BF1 en la carga C2

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF2	
1	0.6267	0.4226	
2	0.422633	0.3496	
3	0.34963	0.1562	
4	0.156248	0.4014	
5	0.401400	-0.0866	
6	-0.08664	0.4683	
7	0.468323	0.4172	
8	0.417169	0.4099	
TOTALES	2.755466	2.5386	5.29406
No. OBS.	8	8	16
MEDIAS	0.344433	0.3173	0.33087

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	1.751696507	1.751696507	
Entre tratamientos	2	0.002939453	0.001469726	0.032
EE	13	0.580588642	0.044660665	
TOTAL	16	2.335224602		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c_{0.95,2,13}} = 3.81$   $F < F_c$  ( $0.032 < 3.81$ )

Por lo tanto  $H_0$  se acepta, no hay diferencias significativas entre los BFT y BF2 en la carga C2

### CARGA 3

$H_0 = T_i = 0$

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.5108	0.22795	
2	0.51723	0.1285	
3	0.52445	0.48979	
4	0.41818	0.50975	
5	0.53825	0.15336	
6	0.57271	0.24336	
7	0.22197	0.34766	
8	0.15777	0.20835	
9	0.08837	0.29282	
10	0.06578	0.34651	
11	0.13487	0.3399	
12	0.05699	0.25363	
13	0.07646	0.25747	
14	0.20584	0.14	
15	0.15886	0.15804	
TOTALES	4.24854	4.09711	8.34565
No. OBS.	15	15	30
MEDIAS	0.28324	0.27314	0.27819

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	2.321664253	2.321664253	
Entre tratamientos	2	0.000764317	0.000382158	0.0134
EE	27	0.766633807	0.028393845	
TOTAL	30	3.089062377		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c_{0.95,2,27}} = 3.35$   $F < F_c$  ( $0.013 < 3.35$ )

Por lo tanto  $H_0$  se acepta, no hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C3

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF2	
1	0.5108	0.5172	
2	0.51723	0.5245	
3	0.52445	0.4182	
4	0.41817	0.5383	
5	0.53825	0.5727	
6	0.57271	0.222	
7	0.22197	0.1578	
8	0.15777	0.0884	
9	0.08837	0.0658	
10	0.06577	0.1349	
11	0.13486	0.057	
12	0.0569	0.0765	
13	0.07646	0.2058	
14	0.20583	0.1589	
15	0.15886	0.1417	
TOTALES	4.24853	3.8797	8.12823
No. OBS.	15	15	30
MEDIAS	0.28323	0.25864	0.27094

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	2.202275677	2.202275677	
Entre tratamientos	2	0.004534742	0.002267371	0.0553
EE	27	1.107015071	0.041000558	
TOTAL	30	3.31382549		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{c_{0.95,2,27}} = 3.35$   $F < F_c$  ( $0.0553 < 3.35$ )

Por lo tanto  $H_0$  se acepta, no hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF2 en la carga C3

**CARGA 4**

Ho= Ti=0

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF1	
1	0.4429	0.13354	
2	0.43757	0.10302	
3	0.42892	0.11553	
4	0.43388	0.18648	
5	0.46777	0.48745	
6	0.52667	0.25794	
7	0.45105	0.33018	
8	0.48851	0.3791	
9	-0.27077	0.33764	
10	-0.4804	0.37329	
11	-0.66242	0.3574	
12	-0.20194	0.35282	
13	0.07983	0.32107	
14	0.00766	0.36609	
15	-0.00603	0.1827	
16	-0.01041	0.23391	
17	0.01022	0.25106	
18	0.10174	0.26274	
19	-0.0619	0.17735	
20	-0.01366	0.17268	
21	0.00474	0.35438	
22	-0.08833	0.36586	
23	0.5322	0.36586	
24	0.5322	0.15566	
25	0.0803	0.04996	
26	-0.02364	0.34202	
27	-0.10145	0.1233	
28	-0.15226	0.20165	
29	-0.06937	0.15937	
30	-0.20554	0.0818	
31	-0.00486	0.125	
TOTALES	2.67319	7.70683	10.38
No. OBS.	31	31	62
MEDIAS	0.08623	0.24861	0.16742

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	1.737819638	1.737819638	
Entre tratamientos	2	0.408670449	0.204335224	3.63527
EE	59	3.316330783	0.056208996	
TOTAL	62	5.46282087		

Sí =0.05

$F_{c_{0.95,2,59}} = 3.15 \quad F > F_c (3.63 > 3.15)$

Por lo tanto Ho no se acepta, Sí hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF1 en la carga C4

OBS.	TRATAMIENTOS		TOTAL
	BFT	BF2	
1	0.4429	0.4376	
2	0.43756	0.4289	
3	0.42892	0.4339	
4	0.43387	0.4678	
5	0.46776	0.5267	
6	0.52666	0.451	
7	0.45104	0.4885	
8	0.48851	-0.2708	
9	-0.27076	-0.4804	
10	-0.48039	-0.6624	
11	-0.66242	-0.2019	
12	-0.20194	0.0798	
13	0.07982	0.0077	
14	0.00766	-0.006	
15	-0.00602	-0.0104	
16	-0.01040	0.0102	
17	0.01022	0.1017	
18	0.10174	-0.0619	
19	-0.06190	-0.0137	
20	-0.01366	0.0047	
21	0.00474	-0.0883	
22	-0.08832	0.5322	
23	0.53219	0.5322	
24	0.53219	0.0803	
25	0.08029	-0.0236	
26	-0.02364	-0.1014	
27	-0.10144	-0.1523	
28	-0.1522	-0.0694	
29	-0.06936	-0.2055	
30	-0.20553	-0.0049	
31	-0.00485	0.0145	
TOTALES	2.67318	2.2448	4.91798
No. OBS.	31	31	62
MEDIAS	0.08623	0.07241	0.07932

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	0.390106589	0.390106589	
Entre tratamientos	2	0.002959944	0.001479972	0.01521
EE	59	5.740390243	0.09729475	
TOTAL	62	6.133456776		

Sí  $\alpha=0.05$

$F_{\alpha, 0.95, 2, 59} = 3.15$   $F < F_{\alpha}$  (0.015 < 3.15)

Por lo tanto  $H_0$  se acepta, no hay diferencias significativas entre los biofiltros BFT y BF2 en la carga C4

**ANEXO V**  
**RESULTADOS ANALITICOS DE LA OPERACIÓN DE LOS REACTORES PARA LA CARACTERIZACIÓN DE LOS MATERIALES ORGÁNICOS AUTÓCTONOS**

Día	pH					Temperatura (°C)					Conductividad (mS·cm <sup>-1</sup> )							
	Infl.	A	B	C	D	E	Infl.	A	B	C	D	E	Infl.	A	B	C	D	E
1	7.36						25.1						0.28					
2	7.36						25.1						0.28					
3	7.36			5.62	6.26	5.79	25.1			22.9	23	23.1	0.28			2.72	0.47	0.79
4	7.36	6.88	7.49	7.41	6.82	6.98	25.1	22.6	22.5	22.6	22.6	22.6	0.28	1.22	1.6	1.19	0.33	0.82
5	7.52	6.84	7.37	7.62	6.95	7.48	22.8	23.6	23.4	23.4	23.6	23.5	0.29	1.55	1.27	0.96	0.31	0.77
8	7.36	6.86	7.92	7.71	6.84	7.59	24.5	24.6	24.6	24.5	24.4	24.3	0.28	1.55	1	0.86	0.32	0.82
9	7.6	7.16	8.13	7.71	6.98	7.78	24.7	22	21.7	21.8	21.8	21.7	0.29	1.25	1.09	0.85	0.31	0.74
10	7.6	7.19	8.17	7.76	6.97	7.66	24.7	23.8	22	23.3	23.3	23.2	0.29	1.16	1	0.8	0.29	0.7
11	7.32	7.3	8.28	8.06	7.1	7.71	23.9	23	23	22.8	22.9	22.9	0.29	1.02	0.92	0.76	0.3	0.69
12	7.32	7.31	8.21	8.03	7.05	7.67	23.9	22.9	22.8	22.7	23	23.4	0.29	0.88	0.99	0.75	0.3	0.65
15	7.54	7.39	8.13	8.23	7.26	7.84	23.9	23.1	23.2	23.1	23.1	23.1	0.28	0.59	1.13	0.68	0.3	0.69
16	7.59	7.06	7.85	7.99	7.11	7.64	22.4	23.4	23.3	23.3	23.2	23.2	0.3	0.63	1.26	0.79	0.34	0.82
17	7.59	7.29	8.1	8.42	7.53	7.93	22.4	23	22.7	22.7	22.8	22.7	0.3	0.52	1.35	0.81	0.33	0.8
18	7.57	7.6	8	8.42	7.57	7.97	22.5	23.2	23.2	23.1	23.3	23.2	0.35	0.45	1.47	0.8	0.33	0.79
19	7.57	7.55	7.83	8.34	7.66	7.93	22.5	22.2	22	22	21.9	21.8	0.35	0.42	1.68	0.73	0.33	0.76
22	7.57	7.48	7.55	8.15	7.65	7.1	22.5	22.7	22.7	22.7	22.7	23	0.35	0.33	1.79	0.67	0.31	0.75
23	7.64	7.52	7.46	8.16	7.72	7.54	23.1	22.7	22.6	22.6	22.5	22.6	0.33	0.29	1.66	0.74	0.32	0.7
24	7.64	7.52	7.46	8.16	7.72	7.54	23.1	22.7	22.6	22.6	22.5	22.6	0.33	0.29	1.66	0.74	0.32	0.7
25	7.64	7.71	7.29	8.16	7.8	7.58	23.1	22.4	22.2	22.2	22.2	22.2	0.33	0.31	1.41	0.63	0.35	0.83
26	7.64	7.64	7.22	8.11	7.76	7.52	23.1	23.4	23.4	23.3	23.5	23.4	0.33	0.3	1.33	0.59	0.31	0.68
29	7.64	7.37	7.05	7.8	7.52	7.41	23.1	23.3	23.4	23.3	23.5	23.5	0.33	0.31	1.2	0.55	0.31	0.6
30	7.43	7.6	7.48	7.99	7.7	7.5	23.6	22.3	21.8	21.7	21.7	21.8	0.33	0.46	0.8	0.43	0.26	0.53
31	7.43	8.56	7.95	8.75	8.51	8.45	23.6	22.8	22.4	22.3	22.3	22.4	0.33	0.25	0.9	0.38	0.26	0.49
32	7.43	7.52	7.02	7.95	7.74	7.68	23.6	24	23.3	23.1	23	23	0.33	0.24	0.96	0.37	0.25	0.5
33	7.6	8.02	7.65	8.13	7.92	7.86	23.2	22.3	22.2	22.2	22.2	22.3	0.27	0.29	0.86	0.34	0.25	0.51
36	7.6	7.37	6.64	7.79	7.3	7.05	23.2	21.3	21.4	21.4	21.4	21.5	0.27	0.26	0.91	0.36	0.24	0.49
39	7.35	7.6	6.84	7.22	7.64	7.38	23.3	23.1	23.2	23.1	23.1	22.9	0.23	0.23	0.68	0.63	0.23	0.41
40	7.54	7.91	7.13	7.39	7.97	7.84	23.3	23.1	23	22.9	22.8	23.3	0.23	0.23	0.59	0.85	0.23	0.39
43	7.54	7.7	7.02	7.14	7.16	7.93	22	21.9	21.7	21.6	21.6	21.5	0.25	0.23	0.54	0.89	0.22	0.43
44	7.64	7.98	7	7.03	7.88	7.81	22	22.1	22.2	22.3	22.2	22.3	0.25	0.46	0.62	0.96	0.27	0.43
45	7.64	7.95	7.22	7.19	7.91	7.92	22	22.6	22.2	22	21.9	22	0.25	0.26	0.55	0.89	0.23	0.39
46	7.64	7.8	7.05	7.04	7.82	7.72	22.5	22.4	22.1	22.3	22.4	22.9	0.22	0.23	0.58	0.88	0.25	0.4
51	7.02	7.78	7.8	7.1	7.8	7.7	22.5	24.5	24.2	23.8	23.8	23.7	0.22	0.35	0.6	1.03	0.3	0.47
52	7.02	7.85	7.6	7.24	7.93	7.8	24.1	21.4	21.6	21.7	21.7	21.7	0.32	0.35	0.68	1.04	0.28	0.43
53	7.02	7.83	7.41	7.08	7.82	7.72	24.1	21.8	21.9	22	22	22.1	0.32	0.33	0.63	0.98	0.29	0.43
54	7.99	7.89	7.7	7.61	7.98	7.91	24.1	25.6	25.3	25.2	25.2	25.3	0.32	0.33	0.7	1.01	0.3	0.43
58	7.66	7.75	7.17	7.17	7.86	7.7	25.7	25.5	24.7	24.1	24	24	0.36	0.33	0.64	1.01	0.23	0.44
59	7.66	7.6	7.17	7.24	7.84	7.69	25.7	25.6	25.1	24.8	24.7	24.7	0.35	0.33	0.64	0.96	0.3	0.44
60	7.54	7.82	7.19	7.17	7.9	7.76	25.7	25.4	24.6	24.3	24.2	24.1	0.35	0.35	0.64	0.87	0.3	0.4
65	7.54	7.41	7.69	7.1	7.63	7.69	25.7	25.4	24.6	24.3	24.2	24.1	0.35	0.31	0.22	0.86	0.28	0.38
67	7.51	7.87	7.37	7.22	7.92	7.7	25.7	24.6	23.8	23.2	22.9	23	0.34	0.29	0.22	0.73	0.27	0.39

A= Fibra de coco  
B= Bagazo de caña  
C= Tabachín

D= Jacaranda

E= Casahuate

		Turbiedad ( FTU)					Pérdida de carga (cm)					Compactación (cm)					
Día	Infl.	A	B	C	D	E	A	B	C	D	E	Día	A	B	C	D	E
1	2											1	145	145	145	145	145
2	2						0	0	0	0	0	11	141	140	145	144	143
3	2			570	340	750	0.5	0.5	0	0	0	12	141	140	145	144	143
4	2	900	560	640	250	450	1.4	0.8	0	0	0	13	141	140	145	143	143
5	10	1160	700	620	230	440	0.8	0.6	0	0	0	14	141	140	145	143	143
8	30	1240	500	670	270	340	0.6	1	0	0	0	15	141	140	145	143	143
9	2	1110	360	490	330	340	0.5	1	0	0	0	18	141	140	145	143	143
10	2	1190	370	560	290	280	0.9	1.2	0	0	0	19	141	140	145	144	143
11	2	1190	370	560	290	280	0.8	1.3	0	0	0	20	141	140	145	144	143
12	2	1190	370	560	290	280	0.4	2	0	0	0	21	141	140	145	144	143
15	2	1050	290	350	250	260	0.8	2.5	0	0	0	22	141	140	145	143	143
16	1	1100	250	320	160	150	0.8	2.5	0	0	0	25	141	139	145	143	143
17	1	1080	300	280	190	240	0.5	2	0	0	0	26	141	139	145	143	143
18	1	1080	280	260	200	250	0.5	1.8	0	0	0	27	141	139	145	143	143
19	1	1080	250	300	180	230	0.7	2.9	0	0	0	28	141	139	145	143	143
22	1	1080	250	300	180	230	0.6	2.9	0	0	0	29	141	139	145	144	143
23	1	900	190	200	150	180	0.4	2	0	0	0	32	141	138	145	144	143
24	1	900	190	200	150	180	0.4	2	0	0	0	33	141	138	145	143	143
25	1	900	190	200	150	180	0.4	2	0	0	0	34	141	138	145	143	143
26	1	790	170	180	130	180	0.3	2.6	0	0	0	35	141	138	145	144	143
29	1	810	150	160	140	160	0.3	2.6	0	0	0	36	141	138	145	144	143
30	2	850	170	150	170	210	1	3.6	0	0	0	39	141	138	145	144	143
31	2	820	140	90	140	150	0.7	3	0	0	0	40	141	138	145	143	142
32	2	810	140	80	130	150	0.5	1.7	0	0	0	41	141	138	145	143	142
33	2	810	120	70	130	180	0.5	2.3	0	0	0	42	141	137	145	143	142
36	2	810	120	70	130	180	0.5	2.7	0	0	0	43	141	137	145	143	142
39	1	205	60	70	120	110	0.5	2.7	0	0	0	46	141	137	145	143	142
40	1	175	55	60	110	120	0.5	2.7	0	0	0	49	141	137	145	144	141
43	2	175	55	60	110	120	0.5	2.7	0	0	0	50	141	137	145	144	141
44	2	175	55	60	110	120	0.3	2.3	0	0	0	53	141	137	145	144	141
45	1	77.5	25	60	100	130	0.3	2.3	0	0	0	54	141	137	145	143	141
46	1	130	40	60	80	120	0.1	3.6	0	0	0	55	141	137	145	144	140
51	1	70	90	110	60	90	0.2	2.5	0	0	0	56	141	137	145	143	140
52	1	70	90	110	60	90	0.2	2.2	0	0	0	61	141	136	145	143	138
53	2	70	90	110	60	90	0.3	2.5	0	0	0	62	141	136	145	143	138
54	2	30	60	70	30	50	0.2	2.3	0	0	0	63	141	136	145	143	138
58	1	30	60	70	30	50	0.3	1.8	0	0	0	64	141	135	145	143	138
59	1	30	60	50	20	40	0.2	2.6	0	0	0	67	141	135	145	143	137
60	1	30	60	50	20	40	0.2	2.6	0	0	0	68	141	135	145	143	137
65	1	30	60	50	20	40	0.2	2.5	0	0	0	69	140	135	145	143	137
67	1	30	60	50	20	40	0.2	2.1	0	0	0	70	140	135	145	143	137
												71	140	135	145	143	137
												74	140	135	145	143	137
												75	140	135	145	143	136

Día	Hora	Volumen efluente (mL)					Caudal efluente (L·d <sup>-1</sup> )					Infl.	
		Min	A	B	C	D	E	A	B	C	D		E
1	13:10												2
2													2
3	09:10	2460			1050	1500	1980			0.61	0.88	1.16	2
4	09:20	3910	1260	810	1050	1500	1980	0.46	0.3	0.61	0.88	0.73	2
5	09:35	1455	1265	810	1280	1444	1530	1.25	0.8	1.27	1.43	1.51	2
8	09:20	1425	2750	2890	2191	2420	2670	2.78	2.92	2.21	2.45	2.7	2
9	08:50	1410	1330	1310	1210	1310	1440	1.36	1.34	1.24	1.34	1.47	2
10	10:32	1542	1650	1590	1350	1350	1620	1.54	1.48	1.26	1.26	1.51	2
11	09:15	1363	1486	1400	1290	1384	1290	1.57	1.48	1.36	1.46	1.36	2
12	09:19	1444	1500	1490	1270	1390	1450	1.5	1.49	1.27	1.39	1.45	2
15	09:10	1431	1300	1184	1093	1250	1353	1.31	1.19	1.1	1.26	1.36	2
16	09:30	1460	1622	1430	1400	1600	1705	1.6	1.41	1.38	1.58	1.68	2
17	09:10	1420	1680	1500	1300	1480	1550	1.7	1.52	1.32	1.5	1.57	2
18	09:15	1445	1600	1450	1280	1430	1520	1.59	1.44	1.28	1.43	1.51	2
19	09:10	1435	1500	1396	1200	1400	1500	1.51	1.4	1.2	1.4	1.51	2
22	09:18	1448	1500	1396	1200	1400	1500	1.49	1.39	1.19	1.39	1.49	2
23	09:35	1457	1690	1550	1390	1500	1510	1.67	1.53	1.37	1.48	1.49	2
24	10:03	1468	1600	1490	1250	1500	1520	1.57	1.46	1.23	1.47	1.49	2
25	09:40	1417	1530	1480	1200	1390	1320	1.55	1.5	1.22	1.41	1.34	2
26	09:40	1440	1530	1480	1200	1390	1320	1.53	1.48	1.2	1.39	1.32	2
29	10:25	4365	3590	3150	2650	3350	2500	1.18	1.04	0.87	1.11	0.82	2
30	10:00	1405	1530	1480	1200	1390	1320	1.57	1.52	1.23	1.42	1.35	2
31	09:40	1420	1510	1400	1395	1598	1600	1.53	1.42	1.41	1.62	1.62	2
32	09:32	1432	1500	1350	1360	1398	1500	1.51	1.36	1.37	1.41	1.51	2
33	09:07	1415	900	600	1300	1350	1430	0.92	0.61	1.32	1.37	1.46	2
36	10:07	1415	900	600	1300	1350	1430	0.92	0.61	1.32	1.37	1.46	2
39	09:45	1418	1725	1745	1400	1675	1700	1.75	1.77	1.42	1.7	1.73	2
40	09:45	1440	1670	1610	1380	1600	1650	1.67	1.61	1.38	1.6	1.65	2
43	09:15	1410	1400	1390	1210	1390	1385	1.43	1.42	1.24	1.42	1.41	2
44	09:00	1425	1680	1675	1420	1625	1560	1.7	1.69	1.43	1.64	1.58	2
45	09:35	1475	1630	1580	1340	1550	1700	1.59	1.54	1.31	1.51	1.66	2
46	09:50	1455	1650	1620	1430	1650	1700	1.63	1.6	1.42	1.63	1.68	2
51	13:45	1675	1320	1200	1720	1780	1800	1.13	1.03	1.48	1.53	1.55	2
52	08:45	1140	1280	1300	1050	1250	1270	1.62	1.64	1.33	1.58	1.6	2
53	09:05	1460	1350	1670	1470	1710	1700	1.33	1.65	1.45	1.69	1.68	2
54	09:05	1460	1630	1650	1480	1680	1680	1.61	1.63	1.46	1.66	1.66	2
58	12:10	1625	2138	1950	1650	1900	1930	1.89	1.73	1.46	1.68	1.71	2
59	12:10	1440	1650	1690	1400	1680	1700	1.65	1.69	1.4	1.68	1.7	2
60	12:10	1440	1700	1680	1450	1670	1740	1.7	1.68	1.45	1.67	1.74	2
65	08:30	1180	1400	1390	1250	1400	1420	1.71	1.7	1.53	1.71	1.73	2
66	11:05	1595	1760	1800	1490	1700	1830	1.59	1.63	1.35	1.53	1.65	2
67	10:10	1385	1460	1500	1370	1580	1600	1.52	1.56	1.42	1.64	1.66	2

---



---

<b>Demanda Química de Oxígeno (mg·L<sup>-1</sup>)</b>						
<b>Día</b>	<b>Influyente</b>	<b>A</b>	<b>B</b>	<b>C</b>	<b>D</b>	<b>E</b>
1	0					
3	0	985	1320	1654	1005	1637
5	0	2948	2938	1368	800	1093
8	15.805	1947	2360	1412	960	813
9	21.91	1869	1029	1071	979	729
11	0	1537	756	718	730	609
15	0	1601	821	713	858	682
17	33.855	897	730	965	418	584
19	7.52	737	1199	321	443	471
22	3.125	545	1309	311	293	421
24	0	489	1270	223	240	315
26	0	443	313	324	173	220
29	0	497	764	157	149	297
31	0	457	698	104	213	525
33	0	443	604	55.7	253	681
39	0	356	746	80.1	168	509
43	0	344	403	365	692	1699
44	0	362	585	185	200	1133
51	0	517	387	509	436	888
52	56.2	434	591	430	367	808
54	10.68	304	474	447	170	569
58	10.68	282	514	698	520	495
59	14.83	291	386	453	329	552
65	14.83	280	360	287	148	508
67	2.03	157	212	180	97.1	562

---



---

**ANEXO VI**  
**RESULTADOS ANALITICOS DE LA OPERACIÓN DE LOS BIOFILTROS PARA**  
**EL TRATAMIENTO DE AGUA RESIDUAL CON COLORANTE AZO**

Día	pH								Temperatura (°C)							
	Infl. BFT	BFT	Inf. BF1	BF1	Inf.BF2	BF2	Inf. BF3	BF3	Infl. BFT	BFT	Inf. BF1	BF1	Inf.BF2	BF2	Inf. BF3	BF3
1	3.53		3.53		3.53				23.4		23.4		23.4			
3	3.53	5.2	3.53	5.11	3.53				23.4	22.9	23.4	23	23.4			
6	3.53	6.35	3.53	7.55	3.53	7.8			23.4	22.9	23.4	22.7	23.4	22.7		
7	3.5	6.35	3.5	7.55	3.5	7.8			22.7	22.9	23.4	22.7	23.4	22.7		
8	3.5	6.6	3.5	7.66	3.5	7.97			22.7	22.9	23.4	22.7	23.4	22.7		
9	3.5	6.82	3.5	7.82	3.5	7.86			22.7	23.2	23.4	23.2	23.4	23.1		
10	3.5	6.44	3.5	7.64	3.5	7.53			22.7	23.4	23.4	23.3	23.4	23.4		
13	3.52	7.53	3.52	8.75	3.52	9.12			23.7	24.7	23.7	25.2	23.7	25.2		
14	3.73	6.74	3.73	7.99	3.73	8.42			25.4	23.2	25.4	23.7	25.4	23.7		
15	3.73	6.5	3.73	7.9	3.73	8.31			25.4	21.3	25.4	23.3	25.4	22.5		
16	3.73	6.39	3.73	7.84	3.73	8.25			25.4	22.4	25.4	22.5	25.4	22.5		
17	3.73	6.28	3.73	7.79	3.73	8.23			25.4	23	25.4	23.1	25.4	23.1		
20	3.58	6.24	3.5	8.05	3.56	8.02			23.8	23	23.6	23.1	23.8	23.1		
21	3.58	6.55	3.5	8.12	3.56	8.12			23.8	25.4	23.6	25.3	23.8	25.2		
22	3.58	7.02	3.5	8.43	3.56	8.36			23.8	21.4	23.6	21.6	23.8	21.6		
23	3.58	6.15	3.5	8.13	3.56	8.16			23.8	24.6	23.6	24.3	23.8	24.5		
24	3.63	6.79	3.57	8.21	3.45	8.22			24.5	25.1	24.2	25	24.2	25		
27	3.63	6.39	3.57	7.76	3.45	8.01			24.5	25.5	24.2	25.6	24.2	25.7		
28	3.63	6.08	3.57	8.04	3.45	7.69			24.5	25.3	24.2	24.7	24.2	25.3		
29	3.54	6.54	3.58	7.63	3.52	8.06			26.1	22.1	25.7	22	25.7	22		
30	3.54	6.77	3.58	7.78	3.52	8.1			26.1	27.1	25.7	27	25.7	26.8		
31	3.54	7.31	3.58	8.06	3.52	8.47			26.1	19.4	25.7	19.7	25.7	19.2		
34	3.54	6.82	3.58	7.69	3.52	8.2			26.1	20.7	25.7	20.3	25.7	20.5		
35	3.6	6.73	3.61	7.87	3.62	7.73			19.9	21.2	19.8	21.9	20.1	22.1		
36	3.6	6.75	3.61	7.62	3.62	8.03			19.9	22.5	19.8	22.4	20.1	22.4		
37	3.6	6.45	3.61	7.41	3.62	7.91			19.9	23.6	19.8	23.9	20.1	24		
38	3.6	6.47	3.61	7.38	3.62	7.93			19.9	22.4	19.8	22.4	20.1	22.7		
41	3.66	6.2	3.35	7.5	3.44	7.81			23.1	22.9	23.3	22.2	23.3	22.7		
42	3.66	6.33	3.35	7.36	3.44	7.8			23.1	21.5	23.3	21.5	23.3	21.4		
44	3.66	6.47	3.35	7.46	3.44	7.85			23.1	21.4	23.3	21.5	23.3	21.6		
45	3.78	6.68	3.52	7.55	3.45	7.99			21.4	22.4	22	22.8	22.1	22.8		
48	3.78	7.18	3.52	7.42	3.45	8.09			21.4	19.2	22	19.7	22.1	20		
50	3.78	6.7	3.52	7.45	3.45	8.2			21.4	27.1	22	27.1	22.1	27.2		
52	3.66	6.79	3.6	7.99	3.52	7.57			21.4	26.8	22	26.6	22.1	26.7		
55	3.66	6.62	3.6	7.52	3.52	7.8			21.4	24.7	22	24.3	22.1	24.7		
56	3.51	7.05	3.47	7.78	3.51	8.14			21.2	21	23.6	21.1	24.8	21.1		
57	3.51	6.33	3.47	7.29	3.51	7.65			21.2	23	23.6	23.2	24.8	23		
59	3.51	6.52	3.47	7.57	3.51	7.66			21.2	22.1	23.6	21.2	24.8	20.8		
62	3.67	6.58	3.67	7.59	3.66	7.73			22.5	25.5	22.7	25.5	22.6	25.4		
63	3.67	6.99	3.67	7.67	3.66	7.76			25.7	25	25.8	25	25.7	25.1		
64	3.67	6.72	3.67	7.45	3.66	7.36			25.7	20.2	25.8	20.5	25.7	20.8		
69	3.67	6.9	3.67	7.53	3.66	7.71			25.7	24.2	25.8	24.5	25.7	24.7		
70	3.63	7.04	3.6	7.86	3.56	8.15			24.7	23.4	24.7	23.5	24.7	23.6		
71	3.63	6.9	3.6	7.46	3.56	7.63			24.7	23.4	24.7	23.6	24.7	23.4		

76	3.63	6.92	3.6	7.6	3.56	7.76			24.7	25.5	24.7	26.3	24.7	26.2		
78	3.59	6.86	3.61	7.42	3.62	7.38			26.2	24.2	26.3	24.1	26.3	24		
83	3.59	7.04	3.61	7.48	3.62	7.61			26.2	24.1	26.3	24.6	26.3	24.6		
85	3.5	7.01	3.57	7.42	3.45	7.4			24.6	20.5	24.8	21.4	24	21.9		
87	3.5	7.04	3.57	7.48	3.45	7.46			24.6	17.7	24.8	18.3	24	18.5		
90	3.5	7.18	3.57	7.54	3.45	7.8			24.6	20.7	24.8	20.8	24	20.9		
92	3.6	7.15	3.43	7.9	3.55	8.07			20.8	19.2	20.9	19	20.8	19.3		
94	3.6	6.91	3.43	7.28	3.55	7.43			20.8	22	20.9	22.5	20.8	22.5		
97	3.6	7.13	3.43	7.44	3.55	7.84			20.8	21.2	20.9	21.2	20.8	21.5		
99	3.39	6.98	3.43	7.46	3.28	7.78			21.6	20.8	21.7	20.2	21.7	20.7		
101	3.39	7.09	3.43	7.41	3.28	7.69			21.6	21.8	21.7	22.1	21.7	22.3		
104	3.39	6.73	3.43	7.05	3.28	7.3			21.6	22.4	21.7	22.4	21.7	22.2		
106	3.53	7.47	3.46	8.01	3.48	8.03			22.3	19.6	22.4	19.8	22.4	20		
108	3.53	6.92	3.46	7.2	3.48	7.36			22.3	20.1	22.4	19.9	22.4	20		
111	3.53	6.92	3.46	7.2	3.48	7.36			22.3	20.1	22.4	19.9	22.4	20		
113	3.53	7.37	3.46	7.93	3.48	7.91			22.3	21.4	22.4	21.7	22.4	21.4		
115	3.53	7.52	3.46	7.34	3.48	7.05			22.3	21.9	22.4	22	22.4	21.9		
118	3.53	7.2	3.46	7.64	3.48	7.75			22.3	20.5	22.4	20.6	22.4	20.3		
120	3.53	7.38	3.46	7.55	3.48	7.58			22.3	20.9	22.4	20.7	22.4	20.9		
125	3.27	6.88	3.27	7.03	3.3	7.17			21.1	21.8	21.4	21.8	21.4	21.9		
127	3.27	7.35	3.27	7.35	3.3	7.72			21.1	24.1	21.4	24.2	21.4	25.1		
129	3.27	7.07	3.27	7.38	3.3	7.32			21.1	20.9	21.4	21	21.4	21.6		
133	3.27	7.4	3.27	7.54	3.3	7.6			21.1	21.4	21.4	21.4	21.4	21.5		
135	3.54	6.83	3.58	7.02	3.36	7.13	3.38		21.3	25.3	21.6	25.3	21.7	25.8	24.3	
137	3.54	7.14	3.58	7.2	3.36	7.12	3.38		21.3	20	21.6	22.9	21.7	22.9	24.3	
140	3.54	7.24	3.58	7.66	3.36	7.65	3.38	7.94	21.3	22.7	21.6	22.9	21.7	22.2	24.3	22.2
142	3.71	6.81	3.35	7.02	3.34	7.12	3.35	7.68	21.6	23.7	21	23.7	22.2	23.9	22.3	23.8
147	3.71	6.79	3.35	6.98	3.34	6.88	3.35	7.67	21.6	26.5	21	26.5	22.2	26.3	22.3	26.4
149	3.71	6.81	3.35	7.14	3.34	6.71	3.35	7.8	21.6	26.9	21	27	22.2	26.9	22.3	27
154	3.71	6.66	3.35	6.97	3.34	7.02	3.35	7.5	21.6	25.1	21	25.1	22.2	24.9	22.3	24.9
156	3.29	6.89	3.19	7.07	3.05	7.05	3.02	7.6	24.2	23.8	24.2	23.9	24.1	23.9	23.9	23.7
161	3.29	6.98	3.19	7.01	3.05	7.07	3.02	7.54	24.2	24.1	24.2	24	24.1	24.2	23.9	23.9
163	3.29	6.88	3.19	7.06	3.05	7.03	3.02	7.53	24.2	24.4	24.2	24.1	24.1	23.8	23.9	23.8
169	3.29	7.3	3.19	7.3	3.05	7.41	3.02	7.9	24.2	24.4	24.2	24.1	24.1	23.8	23.9	23.8
170	3.43	7.3	3.26	7.3	3.25	7.41	3.34	7.9	24.2	24.1	24.2	24	24.1	23.8	23.9	24
177	3.43	6.99	3.26	7.07	3.25	6.85	3.34	7.28	24.2	26.8	24.2	26.6	24.1	26.1	23.9	26
182	3.7	7	3.48	7.08	3.61	6.89	3.55	6.93	26.1	25.8	25.5	26.1	25.6	26.3	24.8	26.4
184	3.7	7.45	3.48	7.45	3.61	7.24	3.55	7.63	26.1	21.6	25.5	22.1	25.6	22.4	24.8	22.2
189	3.93	7.38	3.61	7.3	3.51	7.32	3.4	7.56	22.4	23.8	21.4	24.1	21.3	24.3	21.6	24.7
197	3.56	7.23	3.51	7.16	3.61	7	3.46	7.04	25.7	25.8	25.6	26	25.4	25.8	25.5	25.8
211	3.32	6.65	3.66	7.16	3.52	7	3.34	7.37	20.9	21.6	20.1	22.1	20.3	20.6	20.9	20.4
218	3.47	7	3.52	7.15	3.48	7	3.51	7.36	24.1	25.7	24.1	25.4	24.6	25.4	24.3	25.1
225	3.32	7.08	3.36	7.13	3.44	7	3.23	7.48	27.1	26.9	27.2	27.8	27.2	23.8	27.3	24.2

Día	Color (mg·L <sup>-1</sup> )									% Remoción color c/recir			
	Inf. 1500	Infl. BFT	BFT	Inf. BF1	BF1	Inf.BF2	BF2	Inf. BF3	BF3	BFT	BF1	BF2	BF3
1													
3													
6													
7	1500	655		575		573							
8	1500	655		575		573							
9	1500	655	3.53	575	54.4	573	59.7			99.5%	90.5%	89.6%	
10	1500	655	6.11	575	45.2	573	56.6			99.1%	92.1%	90.1%	
13	1500	615	2.76	615	39.7	615	77			99.6%	93.5%	87.5%	
14	1500	584	1.33	584	40.6	584	97.3			99.8%	93.0%	83.3%	
15	1500	584	0.75	584	41.5	584	85			99.9%	92.9%	85.4%	
16	1500	584	0.71	584	41.9	584	70.5			99.9%	92.8%	87.9%	
17	1500	584	0.53	584	41.5	584	57.4			99.9%	92.9%	90.2%	
20	1500	556	2.1	616	31.7	696	28.1			99.6%	94.9%	96.0%	
21	1500	556	2.23	616	32.4	696	26			99.6%	94.7%	96.3%	
22	1500	556	3.25	616	32.1	696	29.7			99.4%	94.8%	95.7%	
23	1500	556	3.01	616	30.3	696	31			99.5%	95.1%	95.5%	
24	1500	571	2.71	606	31.6	904	32.7			99.5%	94.8%	96.4%	
27	1500	571	2.1	606	51.8	904	39.8			99.6%	91.5%	95.6%	
28	1500	571	2.45	606	47.5	904	59.1			99.6%	92.2%	93.5%	
29	1500	558	2.25	566	59.3	547	43.4			99.6%	89.5%	92.1%	
30	1500	558	2.56	566	72.8	547	42.8			99.5%	87.1%	92.2%	
31	1500	558	3.98	566	103	547	50			99.3%	81.9%	90.9%	
34	1500	558	3.18	566	91.1	547	39.5			99.4%	83.9%	92.8%	
35	1405	476	2.94	604	87.9	613	49.1			99.4%	85.4%	92.0%	
36	1405	476	3.43	604	88.7	613	33.6			99.3%	85.3%	94.5%	
37	1405	476	3.35	604	87.6	613	32.7			99.3%	85.5%	94.7%	
38	1405	476	4.05	604	90.2	613	37.9			99.1%	85.1%	93.8%	
41	1475	604	4.82	539	93	539	36.6			99.2%	82.7%	93.2%	
42	1475	604	5.25	539	87.3	539	35.2			99.1%	83.8%	93.5%	
44	1475	604	4.99	539	86.3	539	29.8			99.2%	84.0%	94.5%	
45	1649	507	4.36	675	86.9	600	32			99.1%	87.1%	94.7%	
48	1649	507	7.65	675	93.3	600	36			98.5%	86.2%	94.0%	
50	1649	507	5.63	675	91	600	32.4			98.9%	86.5%	94.6%	
52	1945	507	6.23	690	91.2	602	35.9			98.8%	86.8%	94.0%	
55	1945	507	7.33	690	84	602	36.4			98.6%	87.8%	93.9%	
56	1677	475	7.28	649	86.8	598	49.3			98.5%	86.6%	91.8%	
57	1677	475	6.83	649	80.6	598	45.1			98.6%	87.6%	92.5%	
59	1677	475	31.3	649	141	598	98.2			93.4%	78.3%	83.6%	
62	1677	475	38.5	649	191	598	11.4			91.9%	70.6%	98.1%	
63	1271	677	35.1	676	164	650	92.8			94.8%	75.7%	85.7%	
64	1271	677	31.1	676	145	650	80.4			95.4%	78.6%	87.6%	
69	1271	677	36.9	676	128	650	71.8			94.5%	81.0%	89.0%	
70	2095	558	39.7	564	126	538	78.5			92.9%	77.7%	85.4%	
71	2095	558	47	564	126	538	91.4			91.6%	77.7%	83.0%	
76	2095	558	117	564	145	538	85.2			79.0%	74.4%	84.2%	
78	2251	503	85.2	605	121	636	68.8			83.1%	79.9%	89.2%	
83	2251	503	72.5	605	118	636	68.4			85.6%	80.5%	89.2%	

85	2251	587	67.8	655	117	585	79.6			88.5%	82.2%	86.4%	
87	2251	587	65.3	655	115	585	76.9			88.9%	82.4%	86.8%	
90	2251	587	67.5	655	114	585	78.3			88.5%	82.6%	86.6%	
92	2251	539	67.5	711	117	580	99.1			87.5%	83.5%	82.9%	
94	2251	539	96.1	711	102	580	98.5			82.2%	85.6%	83.0%	
97	2251	539	85.9	711	106	580	87.3			84.1%	85.0%	85.0%	
99	2251	539	83.7	711	105	580	87.1			84.5%	85.2%	85.0%	
101	2251	539	88.1	711	105	580	91.7			83.6%	85.2%	84.2%	
104	2251	539	101	711	102	580	91.7			81.2%	85.7%	84.2%	
106	1460	594	98.9	522	100	609	111			83.4%	80.8%	81.7%	
108	1460	594	91.5	522	89.2	609	99.6			84.6%	82.9%	83.7%	
111	1460	594	91.5	522	89.2	609	99.6			84.6%	82.9%	83.7%	
113	1460	594	98.5	522	79.3	609	84.2			83.4%	84.8%	86.2%	
115	1460	594	72.2	522	98.5	609	77.5			87.8%	81.1%	87.3%	
118	1460	594	103	522	73.2	609	102			82.6%	86.0%	83.3%	
120	1460	594	103	522	69.8	609	95.5			82.7%	86.6%	84.3%	
125	1478	611	107	523	49.5	636	82.1			82.5%	90.5%	87.1%	
127	1478	611	113	523	52.5	636	109			81.5%	90.0%	82.8%	
129	1478	611	106	523	44	636	90			82.7%	91.6%	85.8%	
133	1478	611	119	523	63	636	112			80.5%	88.0%	82.4%	
135	1428	683	125	578	71.2	627	125	85.4		81.7%	87.7%	80.0%	
137	1428	683	124	578	73.7	627	120	85.4		81.8%	87.3%	80.8%	
140	1428	683	114	578	62.1	627	118	85.4	53.6	83.4%	89.3%	81.1%	37.2%
142	1450	665	118	514	64.8	698	142	101	49.4	82.2%	87.4%	79.7%	51.3%
147	1450	665	116	514	60.6	698	139	101	35.8	82.5%	88.2%	80.1%	64.8%
149	1450	665	124	514	63.1	698	154	101	23.8	81.3%	87.7%	77.9%	76.5%
154	1450	665	137	514	71.2	698	209	101	13.6	79.4%	86.1%	70.1%	86.6%
156	1473	682	137	696	71.2	595	209	111	15.3	79.9%	89.8%	65.0%	86.3%
161	1473	682	133	696	65.7	595	166	111	13.2	80.5%	90.6%	72.2%	88.1%
163	1473	682	95.7	696	84.9	595	150	111	27.3	86.0%	87.8%	74.8%	75.5%
169	1473	682	196	696	109	595	154	111	24.2	71.2%	84.4%	74.1%	78.3%
170	1492	735	196	751	109	650	154	205	24.2	73.3%	85.5%	76.3%	88.2%
177	1492	735	200	751	116	650	149	205	15.4	72.8%	84.6%	77.0%	92.5%
182	1458	604	152	577	107	946	291	200	14.3	74.9%	81.4%	69.3%	92.9%
184	1458	604	114	577	85.4	946	142	200	11.4	81.2%	85.2%	85.0%	94.3%
189	1516	759	119	731	71	822	248	150	10.8	84.4%	90.3%	69.9%	92.8%
197	1583	664	135	613	82	735	217	134	15.9	79.6%	86.6%	70.5%	88.1%
211	1576	629	104	822	52.4	596	235	141	32.7	83.5%	93.6%	60.6%	76.9%
218	1489	613	130	620	77.3	740	203	141	25.8	78.9%	87.5%	72.6%	81.7%
225	1537	729	133	418	61	905	166	141	20.2	81.7%	85.4%	81.6%	85.7%

% Remoción Color s/recirc.					Conductividad (mS·cm <sup>-1</sup> )							
Día	BFT	BF1	BF2	BF3	Inf. BFT	BFT	Inf. BF1	BF1	Inf.BF2	BF2	Inf. BF3	BF3
1					0.68		0.68		0.68			
3					0.68	0.4	0.68	7.73	0.68			
6					0.68	0.45	0.68	6.85	0.68	3.77		
7					0.68	0.45	0.68	6.85	0.68	3.77		
8					0.68	0.45	0.68	6.85	0.68	3.77		
9	99.76%	96.37%	96.02%		0.68	0.83	0.68	4.13	0.68	2.84		
10	99.59%	96.99%	96.23%		0.68	0.47	0.68	3.95	0.68	2.71		
13	99.82%	97.35%	94.86%		0.92	0.47	0.92	2.54	0.92	2.47		
14	99.91%	97.29%	93.51%		1.34	0.4	1.34	0.66	1.34	2.23		
15	99.95%	97.23%	94.33%		1.34	0.78	1.34	2.23	1.34	2.23		
16	99.95%	97.20%	95.30%		1.34	0.8	1.34	2.18	1.34	2.07		
17	99.96%	97.23%	96.17%		1.34	0.82	1.34	2.11	1.95	2.07		
20	99.86%	97.89%	98.13%		1.08	0.82	2.02	2.11	1.92	2.07		
21	99.85%	97.84%	98.27%		1.08	0.83	2.02	1.54	1.92	1.36		
22	99.78%	97.86%	98.02%		1.08	0.84	2.02	1.57	1.92	1.47		
23	99.80%	97.98%	97.93%		1.08	0.81	2.02	1.57	1.92	1.19		
24	99.82%	97.89%	97.82%		1.1	0.86	1.75	1.62	1.7	1.67		
27	99.86%	96.55%	97.35%		1.1	1.01	1.75	1.88	1.7	1.52		
28	99.84%	96.83%	96.06%		1.1	1.01	1.75	1.83	1.7	1.85		
29	99.85%	96.05%	97.11%		1.17	1	1.81	1.83	1.79	1.8		
30	99.83%	95.15%	97.15%		1.17	1.04	1.81	1.88	1.79	1.87		
31	99.73%	93.16%	96.67%		1.17	1.36	1.81	2.21	1.79	2.12		
34	99.79%	93.93%	97.37%		1.17	1.07	1.81	1.77	1.79	1.86		
35	99.79%	93.74%	96.50%		1.28	1.09	1.93	1.94	1.92	1.8		
36	99.76%	93.69%	97.61%		1.28	1.1	1.93	1.79	1.92	1.86		
37	99.76%	93.76%	97.67%		1.28	1.13	1.93	1.8	1.92	1.88		
38	99.71%	93.58%	97.30%		1.28	1.14	1.93	1.87	1.92	1.87		
41	99.67%	93.69%	97.52%		1.26	1.18	1.87	1.83	1.89	1.88		
42	99.64%	94.08%	97.62%		1.26	1.19	1.87	1.87	1.89	1.9		
44	99.66%	94.15%	97.98%		1.26	1.21	1.87	1.9	1.89	1.97		
45	99.74%	94.73%	98.06%		1.32	1.22	1.88	1.91	1.94	1.95		
48	99.54%	94.34%	97.81%		1.32	1.27	1.88	1.93	1.94	1.98		
50	99.66%	94.48%	98.04%		1.32	1.26	1.88	1.93	1.94	1.99		
52	99.68%	95.31%	98.16%		1.39	1.29	1.89	1.97	1.96	1.91		
55	99.62%	95.68%	98.13%		1.39	1.29	1.89	1.9	1.96	1.94		
56	99.57%	94.82%	97.06%		1.46	1.33	1.91	1.96	1.92	2.02		
57	99.59%	95.19%	97.31%		1.46	1.31	1.91	1.89	1.92	1.94		
59	98.13%	91.59%	94.15%		1.46	1.36	1.91	1.91	1.92	1.99		
62	97.70%	88.64%	99.32%		1.42	1.39	1.71	1.84	1.87	1.91		
63	97.23%	87.09%	92.70%		1.44	1.39	1.81	1.84	1.9	1.94		
64	97.55%	88.60%	93.68%		1.44	1.38	1.81	1.77	1.9	1.9		
69	97.09%	89.91%	94.35%		1.44	1.4	1.81	1.76	1.9	1.91		
70	98.10%	93.98%	96.25%		1.34	1.42	1.66	1.81	1.64	1.95		
71	97.76%	93.99%	95.64%		1.34	1.39	1.66	1.78	1.64	1.8		
76	94.41%	93.10%	95.93%		1.34	1.22	1.66	1.55	1.64	1.71		
78	96.22%	94.61%	96.94%		1.41	1.23	1.62	1.6	1.78	1.77		
83	96.78%	94.76%	96.96%		1.41	1.32	1.62	1.59	1.78	1.74		
85	96.99%	94.82%	96.46%		1.38	1.34	1.75	1.57	1.62	1.74		

87	97.10%	94.88%	96.58%		1.38	1.34	1.75	1.56	1.62	1.73		
90	97.00%	94.94%	96.52%		1.38	1.43	1.75	1.61	1.62	1.78		
92	97.00%	94.80%	95.60%		1.46	1.42	1.7	1.73	1.79	1.87		
94	95.73%	95.46%	95.63%		1.46	1.4	1.7	1.78	1.79	1.79		
97	96.18%	95.27%	96.12%		1.46	1.38	1.7	1.66	1.79	1.78		
99	96.28%	95.32%	96.13%		1.49	1.34	1.63	1.66	1.84	1.8		
101	96.08%	95.34%	95.93%		1.49	1.4	1.63	1.69	1.84	1.8		
104	95.50%	95.48%	95.93%		1.49	1.42	1.63	1.7	1.84	1.83		
106	93.23%	93.14%	92.38%		1.47	1.43	1.68	1.71	1.82	1.85		
108	93.73%	93.89%	93.18%		1.47	1.42	1.68	1.64	1.82	1.78		
111	93.73%	93.89%	93.18%		1.47	1.42	1.68	1.64	1.82	1.78		
113	93.26%	94.57%	94.23%		1.47	1.46	1.68	1.7	1.82	1.93		
115	95.05%	93.25%	94.69%		1.47	1.73	1.68	1.43	1.82	1.95		
118	92.92%	94.99%	93.04%		1.47	1.5	1.68	1.69	1.82	1.87		
120	92.96%	95.22%	93.46%		1.47	1.46	1.68	1.64	1.82	1.79		
125	92.77%	96.65%	94.44%		1.53	1.46	1.67	1.66	1.83	1.8		
127	92.34%	96.45%	92.59%		1.53	1.52	1.67	1.69	1.83	1.9		
129	92.84%	97.03%	93.91%		1.53	1.45	1.67	1.65	1.83	1.79		
133	91.95%	95.74%	92.42%		1.53	1.5	1.67	1.67	1.83	1.81		
135	91.26%	95.01%	91.22%		1.56	1.5	1.79	1.68	1.83	1.81	1.8	
137	91.29%	94.84%	91.58%		1.56	1.48	1.79	1.63	1.83	1.77	1.8	
140	92.05%	95.65%	91.71%	96.25%	1.56	1.51	1.79	1.68	1.83	1.78	1.8	3.61
142	91.85%	95.53%	90.23%	96.59%	1.52	1.51	1.66	1.67	1.79	1.78	1.73	3.13
147	91.97%	95.82%	90.40%	97.53%	1.52	1.55	1.66	1.68	1.79	1.94	1.73	2.13
149	91.42%	95.65%	89.35%	98.36%	1.52	1.54	1.66	1.68	1.79	2	1.73	2.02
154	90.54%	95.09%	85.61%	99.07%	1.52	1.55	1.66	1.63	1.79	1.49	1.84	1.96
156	90.69%	95.17%	85.84%	98.96%	1.64	1.38	1.83	1.49	1.8	1.53	1.84	1.88
161	90.99%	95.54%	88.75%	99.10%	1.64	1.38	1.83	1.49	1.8	1.53	1.84	1.77
163	93.51%	94.24%	89.80%	98.15%	1.64	1.41	1.83	1.46	1.8	1.64	1.84	1.84
169	86.67%	92.63%	89.55%	98.36%	1.64	1.46	1.83	1.57	1.8	1.62	1.84	1.67
170	86.84%	92.72%	89.68%	98.38%	1.4	1.46	1.56	1.57	1.83	1.62	1.64	1.67
177	86.59%	92.25%	89.99%	98.97%	1.4	1.44	1.56	1.59	1.83	1.78	1.64	1.67
182	89.58%	92.64%	80.05%	99.02%	1.48	1.4	1.69	1.54	1.79	1.73	1.2	1.64
184	92.21%	94.14%	90.26%	99.22%	1.48	1.43	1.69	1.6	1.79	1.76	1.2	1.73
189	92.17%	95.32%	83.65%	99.29%	1.51	1.47	1.59	1.55	1.74	1.73	1.65	2.06
197	91.45%	94.82%	86.30%	98.99%	1.57	1.5	1.66	1.64	1.75	1.78	1.85	1.78
211	93.39%	96.68%	85.10%	97.93%	1.59	1.56	1.72	1.61	1.62	1.67	1.7	1.4
218	91.30%	94.81%	86.40%	98.27%	1.64	1.54	1.65	1.62	1.63	1.74	1.73	1.29
225	91.33%	96.03%	89.18%	98.68%	1.73	1.63	1.63	1.7	1.84	1.83	1.6	0.93

Día	DQO (mg·L <sup>-1</sup> )									% Remoción DQO			
	Inf. 1500	Inf. BFT	BFT	Inf. BF1	BF1	Inf. BF2	BF2	Inf. BF3	BF3	BFT	BF1	BF2	BF3
1	650	13.1		13.1		13.1							
3	650	13.1	1554	13.1	7456	13.1							
6	650	13.1	1666	13.1	4923	13.1	4372						
7	650	643	1666	959	4923	651	4372						
8	650	643	326	959	2816	651	2569						
9	650	643	298	959	2477	651	2220			53.6%	-158.4%	-241.2%	
10	650	643	253	959	2035	651	1918			60.6%	-112.3%	-194.7%	
13	650	1284	423	1284	1860	1284	2025			67.1%	-44.9%	-57.7%	
15	650	1607	229	1607	1215	1607	1796			85.8%	24.4%	-11.7%	
17	650	1607	315	1607	1014	1607	1304			80.4%	36.9%	18.9%	
20	650	819	334	1292	769	1504	788			59.3%	40.5%	47.6%	
22	650	819	213	1292	486	1504	1323			74.0%	62.4%	12.1%	
24	650	760	264	840	364	751	654			65.3%	56.7%	12.9%	
27	650	760	275	840	628	751	607			63.8%	25.3%	19.2%	
29	650	654	263	520	552	757	510			59.8%	-6.1%	32.6%	
31	650	654	251	520	666	757	479			61.7%	-27.9%	36.7%	
34	650	654	105	520	557	757	455			84.0%	-7.1%	39.9%	
36	650	496	111	765	517	721	390			77.6%	32.3%	46.0%	
38	650	496	114	765	523	721	384			76.9%	31.6%	46.7%	
41	651	310	135	602	583	533	417			56.3%	3.2%	21.7%	
44	651	310	121	602	548	533	364			60.8%	8.9%	31.6%	
45	694	313	117	694	504	650	375			62.7%	27.3%	42.3%	
48	694	313	193	694	629	650	422			38.3%	9.3%	35.0%	
50	694	313	127	694	410	650	548			59.4%	40.8%	15.6%	
52	801	304	185	711	530	624	374			39.1%	25.5%	40.1%	
55	801	304	161	711	832	624	678			46.9%	-17.1%	-8.7%	
57	601	382	113	768	481	720	383			70.5%	37.3%	46.8%	
59	601	382	187	768	538	720	420			51.1%	29.9%	41.7%	
62	775	415	196	600	460	702	414			52.8%	23.4%	41.0%	
64	649	338	165	543	419	969	468			51.1%	22.8%	51.7%	
69	649	338	214	543	473	969	461			36.6%	12.9%	52.4%	
71	649	544	174	800	408	803	467			68.0%	49.0%	41.8%	
76	649	544	171	800	392	803	371			68.7%	51.0%	53.8%	
78	623	268	487	515	436	715	305			81.7%	15.3%	57.3%	
83	623	268	251	515	390	715	556			6.4%	24.3%	22.2%	
85	635	455	237	610	398	614	517			47.9%	34.8%	15.8%	
87	635	455	197	610	483	614	559			56.8%	20.8%	8.8%	
90	635	455	331	610	431	614	573			27.4%	29.3%	6.6%	
92	1048	802	215	599	391	598	517			73.2%	34.7%	13.5%	
94	1048	802	335	599	395	598	564			58.2%	34.0%	5.7%	
97	1048	802	245	599	447	598	552			69.5%	25.4%	7.6%	
99	715	609	225	522	387	677	538			63.1%	25.7%	20.6%	
101	715	609	231	522	449	677	570			62.1%	14.0%	15.9%	
104	715	609	297	522	439	677	581			51.2%	15.8%	14.2%	
106	638	449	250	475	411	1074	604			44.3%	13.4%	43.8%	
108	638	449	266	475	426	1074	613			40.8%	10.3%	42.9%	
111	638	449	260	475	420	1074	608			42.0%	11.6%	43.4%	
113	638	449	249	475	386	1074	572			44.6%	18.6%	46.8%	

115	638	449	359	475	243	1074	508			20.1%	48.7%	52.7%		
118	638	449	268	475	352	1074	590			40.4%	25.8%	45.1%		
120	638	449	281	475	318	1074	549			37.5%	33.0%	48.9%		
125	730	372	378	576	358	547	695			-1.6%	37.9%	-27.1%		
127	730	372	451	576	382	547	810			-	21.3%	33.8%	-48.0%	
129	730	372	333	576	361	547	909			10.4%	37.3%	-66.2%		
133	730	372	312	576	370	547	657			16.2%	35.7%	-20.2%		
135	716	437	305	523	338	678	624	385		30.3%	35.3%	8.0%		
137	716	437	341	523	355	678	673	385		21.9%	32.1%	0.8%		
140	716	437	321	523	331	678	682	385	1533	26.6%	36.6%	-0.6%	-298.0%	
142	613	480	352	520	425	690	697	392	1204	26.5%	18.3%	-1.0%	-207.1%	
147	613	480	379	520	398	690	683	392	658	21.0%	23.4%	1.0%	-67.8%	
149	613	480	394	520	389	690	620	392	576	17.8%	25.1%	10.2%	-47.0%	
154	613	480	399	520	383	690	733	392	541	16.7%	26.3%	-6.2%	-38.1%	
156	777	469	556	583	480	653	661	457	493	-	18.6%	17.7%	-1.4%	-8.0%
161	777	469	558	583	482	653	649	457	533	-	19.0%	17.3%	0.5%	-16.6%
163	777	469	332	583	376	653	710	457	592	29.2%	35.4%	-8.8%	-29.5%	
169	853	752	409	720	456	819	383	687	554	45.6%	36.6%	53.2%	19.3%	
170	853	752	409	720	456	819	383	687	554	45.6%	36.6%	53.2%	19.3%	
177	853	752	481	720	608	819	753	687	433	36.1%	15.6%	8.0%	37.0%	
182	674	531	481	640	608	736	753	494	433	9.5%	5.0%	-2.4%	12.4%	
184	674	531	425	640	421	736	811	494	351	20.0%	34.2%	-10.1%	29.0%	
189	776	546	420	538	471	698	804	476	343	23.1%	12.3%	-15.2%	28.0%	
197	631	524	427	510	407	735	786	582	433	18.6%	20.2%	-6.9%	25.6%	
211	534	513	523	636	535	723	872	497	404	-1.9%	15.9%	-20.6%	18.8%	
218	673	542	483	527	484	739	743	529	378	10.9%	8.2%	-0.5%	28.6%	
225	601	537	420	450	394	730	720	523	343	21.8%	12.5%	1.4%	34.5%	

Nitrógeno amoniacal (mg·L <sup>-1</sup> )									% Remoción N-amoniacal			
Día	Inf. BFT	BFT	Inf. BF1	BF1	Inf.B F2	BF2	Inf. BF3	BF3	BFT	BF1	BF2	BF3
1	0.03		0.03		0.03							
3	0.03	12.7	0.03	111	0.03				####	####		
6	0.03	7.39	0.03	78.1	0.03	42.7			####	####	####	
13	37.7	11.4	24.5	39.8	32.2	17			70%	####	47%	
20	18	7.5	21.6	11.2	24.1	5.86			58%	48%	76%	
27	18	1.3	21.6	9.2	24.1	5.6			93%	57%	77%	
34	19.6	1.36	18	10.6	15.1	5.13			93%	41%	66%	
41	19.5	1.7	18	10	26	4.3			91%	45%	83%	
48	19.5	4.4	18	12.2	26	6.3			77%	32%	76%	
55	14.5	1.79	18.8	7.62	14.7	4.61			88%	59%	69%	
62	46	0.52	38.6	7.29	19.3	7.04			99%	81%	64%	
69	9.12	5.23	14.5	8.06	20.2	9.39			43%	44%	54%	
76	11.9	5.77	16.1	8.21	13.3	4.48			52%	49%	66%	
83	13.3	2.62	20.6	6.02	24.8	4.14			80%	71%	83%	
90	9.85	2.4	12.5	8.17	12.2	7.51			76%	35%	39%	
97	10	2.62	12.3	6.02	14	4.14			74%	51%	70%	
104	9.85	5.91	12.5	9.98	12.2	6.36			40%	20%	48%	
133	12.3	1.7	11.3	3.82	13.3	4.86			86%	66%	63%	
140	18	6	15	7	35	11	7	43	67%	53%	69%	
154	30.3	10.3	17	7.02	32	11.1	9.44	6.93	66%	59%	65%	27%
177	16.5	14.6	19.3	9.01	25.1	12.3	10.6	4.41	11%	53%	51%	58%
184	16.2	6.5	14.9	6.07	19.6	8.13	7.24	1.72	60%	59%	59%	76%
197	17.6	13.6	16.3	6.88	19.8	14	10.8	4.14	22%	58%	29%	62%
211	21.6	10.6	23.9	7.54	21.7	16.2	9.57	3.49	51%	68%	25%	64%
218	15.8	9.4	18.3	8.33	20.6	5.78	10.5	4.09	40%	55%	72%	61%
225	16.2	6.7	11.6	4.89	28.9	8.76	8.03	2.99	59%	58%	70%	63%

<b>Pérdida de carga (cm)</b>			
<b>Día</b>	<b>BFT</b>	<b>BF1</b>	<b>BF2</b>
1	0	0	0
3	0.1	0.2	0
6	0.2	0	0
7	0.1	0	0
8	0.1	0	0
9	0	0	0
10	0	0	0
13	0.1	0	0
14	0.1	0	0
15	0.1	0	0
16	0.2	0	0
17	0.1	0	0
20	0.1	0	0
21	0.1	0	0.1
22	0.1	0	0.1
23	0.1	0	0.1
24	0.1	0	0.1
27	0.1	0	0.1
28	0.2	0	0.1
29	0.1	0	0.1
30	0.1	0	0.1
31	0.1	0	0.1
34	0.1	0	0.1
35	0.1	0	0.1
36	0.1	0	0.1
37	0.1	0	0.1
38	0.1	0	0.1
41	0.1	0	0.1
42	0.1	0	0.1
44	0.1	0	0.1
45	0.1	0	0.1
48	0.1	0	0.1
50	0.1	0	0.1
52	0.1	0	0.1
55	0.1	0	0.1
56	0.1	0	0.1
57	0.1	0	0.1
59	0.1	0	0.1
62	0.1	0	0.1
63	0.1	0	0.1
64	0.1	0	0.1
69	0.1	0	0.1
70	0.1	0	0.1
71	0.1	0	0.1
76	0.1	0	0.1
78	0.2	0	0.1
83	0.1	0	0.1

---

---

85	0.1	0	0.1
87	0.1	0	0.1
90	0.1	0	0.1
92	0.1	0	0.1
94	0.1	0	0.1
97	0.1	0	0.1
99	0.1	0	0.1
101	0.1	0	0.1
104	0.1	0	0.1
106	0.1	0	0.1
108	0.1	0	0.1
111	0.1	0	0.1
113	0.1	0	0.1
115	0.1	0	0.1
118	0.1	0	0.1
120	0.1	0	0.1
125	0.1	0	0.1
127	0.1	0	0.1
129	0.1	0	0.1
133	0.1	0	0.1
135	0.1	0	0.1
137	0.1	0	0.1
140	0.1	0	0.1
142	0.1	0	0.1
147	0.1	0	0.1
149	0.1	0	0.1
154	0.1	0	0.1
156	0.1	0	0.1
161	0.1	0	0.1
163	0.1	0	0.1
169	0.1	0	0.1
170	0.1	0	0.1
177	0.1	0	0.1
182	0.1	0	0.1
184	0.1	0	0.1
189	0.1	0	0.1
197	0.1	0	0.1
211	0.1	0	0.1
218	0.1	0	0.1
225	0.1	0	0.1

---

---

---

---

## BIBLIOGRAFIA

- Anliker R., Moser P. (1987). The limits of bioaccumulation of organic pigments in fish: Their relation to the partition coefficient and the solubility in water and octanol. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 13: 43-52.
- Anónimo (2005). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://historiadf.netcombbs.com.ar/turba.htm>
- Anónimo (2005b). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: [www.biolan.fi/espanol/horties.htm](http://www.biolan.fi/espanol/horties.htm)
- Anónimo (2005c). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.hipernatural.com/es/pltcarrizo.htm>
- Anónimo (2005d). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: [www.cannabislandia.com/item/department/94/item/782](http://www.cannabislandia.com/item/department/94/item/782)
- Anónimo (2005e). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.infojardin.com/PLAGAS Y ENF/Plantas interior/Ficus benjamina.htm>
- Anónimo (2005f). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.botanical-online.com/florficus.htm>
- Anónimo (2005g). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.tlahui.com/medic/medic14/hpithece.htm>
- Anónimo (2005h). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: [http://www.podernatural.com/Plantas\\_%20Medicinales/Plantas\\_G/p\\_gualanday.htm](http://www.podernatural.com/Plantas_%20Medicinales/Plantas_G/p_gualanday.htm)
- Anónimo (2005i). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.parque-ecologico-irapuato.org.mx/default%20edición%20anterior.htm>
- APHA, WWW, WPCF. (1992). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. American Public Health Association. 18ª ed. Nueva York, EEUU.
- Applin R., Waite T.D. (2000). Comparison of three advanced oxidation processes for degradation of textile dyes. *Water Science and Technology*. 42 (5-6): 345-354.
- Arslan I., Akmehmet I., Tuhkanen T. (1999). Advanced oxidation of synthetic dyehouse effluent by O<sub>3</sub>, H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>/O<sub>3</sub> and H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>/UV processes. *Environmental Technology*. 20 (9): 921-932.
- Bishop P. (1996). The biodegradation of textile dyes using biofilm treatment systems. In: *Proceedings. Biodegradación de compuestos orgánicos industriales conferencia*. Pub. UNAM, pp. 1-11. México, D.F. México
- Blánquez P., Casas N., Font X., Gabarrell X., Sarra M., Caminal G., Vecent T. (2004). Mechanism of textile metal dye biotransformation by *Trametes versicolor*. *Water Research*. 38 (16): 2259-2268.
- Boletín UE 12-1999. Comisión de las Comunidades Europeas. Propuesta de Directiva del parlamento europeo y del consejo por la que se modifica por 19ª vez la Directiva 76/769/CEE del consejo que limita la comercialización y el uso de determinadas sustancias y preparados peligrosos (colorantes azoicos). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://europa.eu.int7abc/doc/off/bull/es/welcome.htm>
- Burschter D.N., Paff S.W., King A.B. (1993). Biofiltration room temperature incineration. *Proceedings of Air and Waste Management Association, 86<sup>th</sup> Annual Meeting and Exhibition*. Denver, EEUU.
- Cai D., Tien M. (1993). Lignin-degrading peroxidases of *Phanerochaete chrysosporium*. *Journal of Biotechnology*. 30: 79-90.
- 
-

- 
- 
- Cardoso L., Ramírez E. (2004). Vermiestabilización de lodos residuales y lirio acuático. Memorias del XXVII Congreso de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Porto Alegre, Brasil.
- Cariño L. (1991). Hongos. Un mundo aparte. México desconocido. 173. Ed. México desconocido. México, D.F. México.
- Chiang L.C., Chiang W., Liu M.C., Lin C.C. (2003). In vitro antiviral activities of *Caesalpinia pulcherrima* and its related flavonoids. Journal of Antimicrobial Chemotherapy. 52: 194-198.
- Chu W., Tsui S.M. (2002). Modeling of photodecoloration of azo dye in a cocktail photolysis system. Water Research. 36: 3350-3358.
- Churchley J.H. (1994). Removal of dye waste colour from sewage effluent. The use of a full scale ozone plant. Water Science and Technology. 30 (3): 275-284.
- Coughlin M.F., Kinkle B.K., Bishop P.L. (2003). High performance degradation of azo dye acid orange 7 and sulfanilic acid in a laboratory scale reactor after seeding with cultured bacterial strains. Water Research. 37: 2757-2763.
- Couillard D. (1994). The use of peat in wastewater treatment. Water Research. 28: 1261-1274.
- Coupal B., Lalancette J. M. (1976). The treatment of waste waters with peat moss. Water Research. 10: 1071-1076.
- Cruz A., Buitrón G. (2000). Biotransformation of disperse blue 79 by an anaerobic sequencing batch biofilter. Water Science and Technology. 42(5-6): 317-320.
- Dávila-Solano V., Moeller-Chávez G., Garzón-Zúñiga M.A., Farfán-Guerrero M.A. (2003). Fungal decolorization of azo dyes in wastewater. IWA Conference on Environmental Biotechnology. Advanced on water and wastewater applications in the tropics. Kuala Lumpur, Malasia.
- Delfín-Alcalá I. (2002). Estudios de biodegradación de residuos celulósicos y lignocelulósicos: Pasto, paja, algodón y residuo celulósico de pañal desechable. Tesis de Maestría en Ciencias. Programa de Maestría y Doctorado en Ciencias Químicas (Química Ambiental). UNAM. México, D.F., México.
- DOF (1994). Norma Oficial Mexicana de bienes y servicios- Método para la cuenta de bacterias aerobias en placa. NOM-092-SSA1-1994. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México, D.F. México.
- DOF (1996). Norma Oficial Mexicana que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas residuales en aguas y bienes nacionales. NOM-001-SEMARNAT-1996. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México, D.F. México.
- DOF (1996b). Norma Oficial Mexicana que establece los procedimientos, criterios y especificaciones para realizar el aprovechamiento, transporte y almacenamiento de raíces y rizomas de vegetación forestal. NOM-004-RECNAT-1996. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México, D.F. México.
- DOF (1997a). Norma Oficial Mexicana que establece los procedimientos, criterios y especificaciones para realizar el aprovechamiento, transporte y almacenamiento de corteza, tallos y plantas completas de vegetación forestal. NOM-005-RECNAT-1997. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México, D.F. México.
- DOF (1997b). Norma Oficial Mexicana que establece los procedimientos, criterios y especificaciones para realizar el aprovechamiento de ramas, hojas o pencas, flores, frutos
- 
-

- 
- 
- y semillas. NOM-007-RECNAT-1997. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México, D.F. México.
- Dransfield S., Widjaja E. (1995). Plant resources of South Asia. Vol. 7. Bambu. Pp.1-189. Backhuys Publishers, Leiden. Prosea, Bogor. Indonesia.
- Encarta (2003). Microsoft. México, D.F. México.
- Environment Canadá. (1992). Biological test method: Toxicity test using luminescent bacteria (*Photobacterium phosphoreum*). Environmental Protection Series EPS 1/RM/24 November.
- EPA (1995). Best Management Practices for Pollution Prevention in the Textile Industry. Office of Research and Development. Environmental Protection Agency. Washington, D.C. EEUU.
- EPA, Environmental Protection Agency. (1997). Profile of the Textile Industry. Sector Notebook Project. Nueva York. EEUU.
- Estrada E.B., García L. (2004). Biodegradación del 1,2 Dicloroetano de aguas residuales de la industria petroquímica por biofiltración sobre medio orgánico. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Morelos. México
- FAO (2004). Food and Agriculture Organization of the United Nations. Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: [www.fao.org](http://www.fao.org)
- Flores M., Jimenez J., Madrigal X., Moncayo F., Takaki F. (1971). Memoria del mapa de tipos de vegetación de la República Mexicana. Secretaría de Recursos Hidráulicos. México, D.F. México
- Galindo C., Jacques P., Kalt A. (2000). Photodegradation of the aminoazobenzene acid orange 52 by three advanced oxidation processes: UV/H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> UV/TiO<sub>2</sub> and VIS/TiO<sub>2</sub> - Comparative mechanistic and kinetic investigations. *Photochemistry Photobiology*. 130: 35-47.
- García A. P., Pacheco G.E. (1987). Evaluación y caracterización de diversos residuos orgánicos humificados que se producen en Morelos. Pub. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. Campo experimental de Zacatepec. Zacatepec, Morelos. México.
- García, E. – Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), (1997). "Climas (Clasificación de Köppen, modificado por García)". Escala 1:1 000 000. México, D.F. México
- García-Pérez R. (1996). La lombricultura y el vermicompost en México. Agricultura orgánica: Una opción sustentable para el Agro Mexicano. La Agricultura del siglo XXI. V. A. Chapingo. Estado de México. México.
- Garzón M.A. (2004). Biofiltración sobre cama de turba, un tratamiento para diferentes tipos de agua residual industrial. *Ingeniería Sanitaria y Ambiental*. 78: 76-82.
- Garzón M.A., Moeller G.E. (2005). Desarrollo de tecnologías no convencionales para el tratamiento de efluentes de la fabricación de colorantes tipo azo. Parte II, la Biofiltración. Informe Técnico. IMTA TC-0437. Jiutepec, Morelos. México.
- Garzón-Zúñiga M. A., Lessard P., Buelna G (2003). Determination of the hydraulic residence time in a trickling biofilter filled with organic matter. XIII Congreso Nacional de la Federación Mexicana de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales. Guanajuato, México.
- Garzón-Zúñiga M. A., Lessard P., Buelna G. (2002). Transformación y eliminación del nitrógeno en el tratamiento de efluentes de granjas de puerco, empleando un biofiltro
- 
-

- 
- 
- aireado con soporte orgánico. XIII Congreso Nacional de la Federación Mexicana de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales. Guanajuato, México.
- Garzón-Zúñiga M.A. (2001). Mécanismes d'enlèvement de l'azote du lisier de porc par biofiltration aérée sur tourbe. Thesis de Doctorado. Université Laval, Québec, Canadá.
- Gosczyński S., Pasycyński A., Pasti-Grigsby M.B., Crawford R.L., Crawford D.L. (1994). New pathway for degradation of sulfonated azo dye by microbial peroxidases of Phanerochaete chrysosporium and Streptomyces chromofuscus. Journal Bacteriological. 176(5): 1339-1347.
- Granados S. D y Castañeda P. A. (1997). El nopal. Ed. Trillas. México. Pp. 65-80
- Gregor K.H. (1998). Oxidative decolorization of textile wastewater with advanced, chemical oxidation technologies for the nineties. Melliant International. 79: 176.
- Grewal P.S. (1989). Nematicidal effects of some plant-extracts to *Aphelenchoides composticola* infesting mushroom *Agaricus bisporus*. Revúe Nemátol. 12 (3): 317-322.
- Hess T.F., Lewis T.A., Crawford R.L., Katamneni S., Wells J.H., Watts R.J. (1998). Combined photocatalytic and fungal treatment for the destruction of 2, 4, 6-trinitrotoluene (TNT). Water Research. 32 (5): 1481-1491.
- Hodge D.S., Medina D.F., Islander R., Devinsky S. (1991). Biofiltration of hydrocarbon fuel vapors in biofilters. Environmental Engineering. 12: 655-662.
- Hu T.L. (2001). Kinetics of azoreductase and assessment of toxicity of metabolic products from azo dyes by Pseudomonas luteola. Water Science and Technology. 43 (2): 261-269.
- IMTA (1997). Memoria Reunión regional sobre control integrado del lirio acuático. Organización de la Alimentación y la Agricultura de las Naciones Unidas. Roma. Italia.
- IMTA (2000). Tratamiento y reúso del agua en la industria química de colorantes y pigmentos. Informe final elaborado para la CNA. IMTA (Instituto Mexicano de Tecnología del Agua), Jiutepec, Morelos. México
- INEGI. (2003) Carta de Uso de Suelo y Vegetación. Estado de Morelos. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Cuernavaca, Morelos. México.
- Kelley S.S., Rowell R.M., Davis M., Jurich C.K., Ibach R. (2004). Rapid analysis of the chemical composition of agricultural fibers using near infrared spectroscopy and pyrolysis molecular beam mass spectrometry. Biomass and Bioenergy. 27: 77-88.
- Kwang-Soo S., ILL-Kyoon O., 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.
- Lavelle P., Barois I., Blanchart E., Brown G., Brussaard L., Decaëns T., Frago C., Jiménez J. J., Kajondo K. K., Martínez A., Moreno A., Pashanasi B., Senapati B., Villenave C. (1998). Las lombrices como recurso en los agrosistemas tropicales. Naturaleza y recursos. 34 (1): 28 – 42.
- Lens P.N., Vochten P. M., Speleers L., Verstraete W. H. (1994). Direct treatment of domestic wastewater by percolation over peat, bark and woodchips. Water Research. 28: 17-26.
- Lizama C., Yeber M.C., Freer J., Mansilla H.D. (2001). Reactive dyes decoloration by TiO<sub>2</sub> photo-assisted catálisis. Water Science and Technology. 44 (5): 197-203.
- López H. M. (1987). Obtención de papel a partir del lirio acuático. Tesis de Licenciatura. Escuela de Química. Universidad La Salle. Pp. 1-115. México, D.F. México.
- 
-

- 
- 
- Loukidou M.X., Matis K.A., Zouboulis A.I., Liakopolou-Kyriakidou M. (2003). Removal of As(V) from wastewaters by chemically modified fungal biomass. *Water Research*. 37: 4544-4552.
- Lourenco N.D., Novais J.M., Pinheiro H.M. (2000). Reactive textile dye colour removal in a sequencing batch reactor. *Water Science and Technology*. 42 (5-6): 321-328.
- Mansilla H., Lizama C., Gutarra A., Rodríguez J. (2001). Tratamiento de residuos líquidos de la industria de celulosa y textil. Comisión Nacional de Energía Atómica. Argentina. Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: [www.cnea.gov.ar/xxi/ambiental/CYTED/20cap13.pdf](http://www.cnea.gov.ar/xxi/ambiental/CYTED/20cap13.pdf)
- Manual de Riegel de Química Industrial (1984). Editado por James A. Kent. Compañía editorial Continental. Primera edición en español. Pp 709-760. México, D.F. México.
- Marmagne O. and Coste C. (1996). Color removal from textile plant effluents. *American Dyestuff Reporter*. Degremont S.A. pp.15-21. Cedex, Francia.
- Moe W.M., Qi B. (2004). Performance of a fungal biofilter treating gas-phase solvent mixtures during intermittent loading. *Water Research*. 38 (16): 2259-2268.
- Moeller G.E., Garzón M.A. (2003). Desarrollo de tecnologías no convencionales para el tratamiento de efluentes de la fabricación de colorantes del tipo azo. Anuario Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. Pp. 77-85. Jiutepec, Morelos. México
- Moeller G.E., Garzón M.A., Gómez A. (2002). Decoloración de efluentes de industria de colorantes por métodos químicos y biológicos. Informe Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. Jiutepec, Morelos. México.
- Mueller J.C. (1988). Biofiltration of gases, a manure technology for control of a wide range of air pollutants. *British Columbia Res. Corp*. Pp. 1-22. Vancouver B.C. Canadá.
- NIOSH (1980). Special Occupational Hazard Review for Benzidine-Based Dyes. NIOSH Criteria documents. DHHS (NIOSH) Publication No. 80-109. National Institute for Occupational Safety and Health. Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: <http://www.cdc.gov/niosh/80-109.html>
- Ordoñez M.J., Flores O. (1995). Áreas naturales protegidas en México. Pronatura. México.
- Ottengraf S., Van Der Oever A. (1983). Kinetics of organic compound removal from waste gases with a biological filter. *Biotechnol. and Bioengineering*. 25: 3089-3102.
- Pasti-Grigsby M.B., Burke N.S., Goszczynski S., Crawford D.L. (1996). Transformation of azo dye Isomers by *Streptomyces chromofuscus* A11. *Applied and Environmental Microbiology*. 62 (5): 1814-1817.
- Perkowski J., Koz L., Ledakowics S. (1996). Application of Ozone in Textile Wastewater Treatment. *Ozone Science and Engineering*. 18: 73.
- Pignon H., Brasquet C., Le Cloirec P. (2000). Coupling ultrafiltration and adsorption onto activated carbon cloth: application to the treatment of highly coloured wastewaters. *Water Science and Technology*. 42 (5-6): 355-362.
- Ramírez C. E. (1999). Sistema de Aseguramiento de Calidad. Manual de Control de Calidad Analítico. Isotermas de adsorción de carbón activado. IMTA. Jiutepec, Morelos. México.
- Rodríguez L.V. (1995). Síntesis y caracterización de carburo de silicio a partir de la cascarilla de arroz. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias. UNAM. pp. 1-100. México, D.F. México.
- SAGARPA (1999). Prácticas de Conservación de Suelos. Manuales Tecnológicos.
- 
-

- 
- 
- SECOFI (1995). Norma Mexicana NMX-AA-112-SECOFI. Análisis de agua y sedimentos. Evaluación de toxicidad aguda con *Photobacterium phosphoreum*. Método de pruebas GNG. P. 36. Secretaría de Comercio y fomento Industrial. México, D.F. México.
- SECOFI (1995a). Norma Mexicana NMX-AA-112-SECOFI. Análisis de agua y sedimentos. Método de pruebas GNG. P. 36. Secretaría de Comercio y Fomento Industrial. México, D.F. México.
- SEMARMAT (2005). Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: [www.semarnat.gob](http://www.semarnat.gob)
- Sen S., Demirer G.N. (2003). Anaerobic treatment of synthetic textile wastewater containing a reactive azo dye. *Journal of Environmental Engineering*. 129 (7): 595-601.
- Shaul G.M., Holdsworth T.J., Dempsey C.R., Dostal K.A. (1991). Fate of water soluble azo dye in the activated sludge process. *Chemosphere*. 22: 107-119.
- Sponza D.T., Isik M. (2002). Ultimate azo dye degradation in anaerobic/aerobic sequential processes. *Water Science and Technology*. 45 (12): 271-278.
- Sprague J. B., Ramsay B. A. (1965). Letal effects of mixed copper and zinc solutions on juvenile salmon. *J. Fish Res. Bd. Can.* 22: 425-432.
- Stern S.R., Szyrkowicz L., Rodighiero I. (2003). Anaerobic treatment of textile dyeing wastewater. *Water Science and Technology*. 47 (10): 55-59.
- Sumathi S., Manju B.S. (2001). Fungal mediated decolorization of media containing *procion* dyes. *Water Science and Technology*. 43 (2): 285-290.
- Tan N.C.G., Borger A., Slenders P., Svitelskaya A., Lettinga G., Field J.A. (2000). Degradation of azo dye Mordant Yellow 10 in a sequential anaerobic and bioaugmented aerobic bioreactor. *Water Science and Technology*. 42 (5-6): 337-344.
- Tatarko M., Bumpus J.A. (1998). Biodegradation of congo red by *Phanerochaete chrysosporium*. *Water Research*. 32 (5): 1713-1717.
- The Society of Dyers and Colourists. (1971). *Colour Index*. 3a. Edición. Vol. 2 y 4. American Association of Textile Chemists and Colorist. Yorkshire, Gran Bretaña.
- US EPA (1998). Method 8270D, Semivolatile organic compounds by Gas Chromatography/Mass Spectrometry (GC/MS).
- US EPA (2003). Dye and Pigment production wastes listed as hazardous; proposed rule. November 25. Consulta electrónica a redes internacionales. Dirección electrónica: (<http://www.epa.gov/epaoswer/hazwaste/id/index.htm>)
- Utkin J., Yamikov M., Kozlyak E., Rogozhin J. (1992). Biological air purification. *BioCycle*. Octubre: 538-546.
- Van der Zee F.P., Bisschops I. A.E., Blanchard V.G., Bouwman R.H.M., Lettinga G., Field J.A. (2003). The contribution of biotic and abiotic processes during azo dye reduction in anaerobic sludge. *Water Research*. 37: 3098-3109.
- Van Groenestijn J., Hesselink P. (1993). Biotechniques for air pollution control. *Biodegradation*. 4: 283-301.
- Van Hamme J., Odumeru J., Ward O. (2000). Community dynamics of a mixed-bacterial culture growing on petroleum hydrocarbons in batch culture. *Can. J. Microbiol.* 46 (5): 441-450.
- Vinodgopal K., Bedja I., Kamat P. (1996). Nanostructured semiconductor films for photocatalysis. Photochemical behavior of SnO<sub>2</sub>/TiO<sub>2</sub> coupled systems and its role in the photocatalytic degradation of a textile azo dye. *Chemistry Mater.* 43 (8): 2180-2187.
- Vinodgopal K., Peller J., Makogon O., Kamat P.V. (1998). Ultrasonic mineralization of a reactive textile azo dye, remazol black B. *Water Research*. 32 (12): 3646-3650.
- 
-

- 
- 
- Wang Y. (2000). Solar photocatalytic degradation of eight commercial dyes in TiO<sub>2</sub> suspension. *Water Research*. 34 (3): 990-994.
- Willems J.R.M., Ashbolt N.J., Moosbrugger R.E., Aslam M.R. (2000). The use of a thermophilic anaerobic system for pretreatment of textile dye wastewater. *Water Science and Technology*. 42 (5-6): 309-316.
- Wittcoff H.A., Reuben B.G. (1991). *Productos químicos orgánicos industriales. Tecnología, formulaciones y usos*. Vol. 2. Ed. LIMUSA. México. pp. 423-485.
- Yan G., Viraraghavan T. (2003). Heavy-metal removal from aqueous solution by fungus Mucor rouxii. *Water Research*. 37: 4486-4496.
- Zhang F., Zhao J., Shen T., Hidaka H., Pelizzetti E., Serpone N. (1998). Photoassisted degradation of dye pollutants II: Adsorption and degradation kinetics of eosin in TiO<sub>2</sub> dispersions under visible light irradiation. *Applied Catalysis B: Environmental*. 15: 147.