



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN
INGENIERÍA

FACULTAD DE INGENIERÍA
CAMPUS MORELOS

SISTEMAS DE BIOFILTRACIÓN EMPACADOS CON TURBA
Y NANOPARTÍCULAS DE TiO_2 Y MgO
PARA REMOCION DE FENOL

T E S I S

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRA EN INGENIERÍA

(AMBIENTAL-AGUA)

P R E S E N T A:

YURIDIA VELASCO GÓMEZ

TUTOR:

DRA. GABRIELA E. MOELLER CHÁVEZ



MÉXICO D.F. 2011



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

JURADO ASIGNADO:

Presidente: Dr. Pedro Martínez Pereda

Secretario: M.I Mercedes Esperanza Ramírez Camperos

Vocal: Dra. Gabriela Eleonora Moeller Chávez

1^{er}. Suplente: Dr. Thangarasu Pandiyan Saravasti

2^{do}. Suplente: M.I José Luis Martínez Palacios

Lugar donde se realizó la tesis:

Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA)

Paseo Cuauhnáhuac No.8532 Col. Progreso

Jiutepec, Morelos, México CP. 62550

TUTOR DE TESIS:

Dra. Gabriela E. Moeller Chávez

ÍNDICE

Índice de tablas	v
Índice de figuras.....	vi
Nomenclatura.....	viii
RESUMEN	ix
ABSTRACT.....	xi
INTRODUCCIÓN	xiii
Objetivos e hipótesis	xv
Justificación	xvi
CAPÍTULO 1. MARCO TEÓRICO	1
1.1 Industria del petróleo	1
1.2 Contaminación de las aguas	3
1.3 Fenol.....	4
1.3.1 Orígenes y usos del fenol.....	6
1.3.2 Efectos en la salud humana.....	8
1.3.3 Toxicidad del fenol.....	8
1.4 Métodos de eliminación del fenol	9
1.4.1 Extracción con disolventes.....	10
1.4.2 Incineración.....	10
1.5 Biodegradación del fenol	13
1.5.1 Factores que afectan la biodegradación	16
1.5.1.1 Temperatura	16
1.5.1.2 pH.....	16
1.5.1.3 Nutrientes.....	16
1.6 Cometabolismo.....	17
1.7 Aclimatación de la biomasa	18
1.8 Biofiltración sobre cama orgánica	19
1.8.1 Material filtrante: Turba	22
1.8.2 Propiedades físicas y químicas de la turba	26
1.9 Nanotecnología.....	27
1.9.1 Aplicación de los nanomateriales sobre agua y medio ambiente	29

1.9.2 Adsorción en nanomateriales	30
1.9.3 Generalidades del dióxido de titanio.....	30
1.9.3.1 Uso del TiO ₂ como fotocatalizador	31
1.9.3.2 Adsorción sobre dióxido de titanio.....	31
CAPÍTULO 2. METODOLOGÍA	33
2.1 Pruebas preliminares.....	33
2.1.1 Preparación de la solución sintética	33
2.1.2 Determinación de la dosis óptima de nanomaterial	34
2.2 Configuración de los sistemas de biofiltración	35
2.2.1 Empaque de los biofiltros	36
2.3 Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros	37
2.3.1 Metodología de las pruebas de vaciado (Ver Anexo I).....	37
2.3.2 Determinación de los espacios vacíos de los biofiltros	38
2.3.3 Determinación de la carga hidráulica	38
2.3.4 Determinación del tiempo de retención hidráulico (TRH)	39
2.4 Operación de los sistemas de biofiltración.....	39
2.4.1 Etapa 1. Formación de la biomasa en el medio filtrante	39
2.4.2 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa. Pruebas en biofiltros de 1L.....	40
2.5 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa. Pruebas en biofiltros de 3.5 L.....	40
2.6 Determinación de la capacidad de adsorción de cada material.....	41
2.7 Determinación de fenol retenido en el medio de empaque utilizado en los sistemas de biofiltración.....	41
2.8 Métodos de análisis	42
2.8.1 Determinación de fenol	43
2.8.2 Pruebas de toxicidad.....	46
2.8.3 Determinación de carbono orgánico total (COT).....	47
2.9 Identificación de Enterobacterias en el medio de empaque	48
2.10 Análisis Estadístico	54

CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	55
3.1 Determinación de la dosis de nanomaterial.....	55
3.2 Pruebas en biofiltros V = 1 L	56
3.2.1 Etapa 1. Fijación de la biomasa	56
3.2.1.1 Comportamiento de la DQO	57
3.2.1.2 Comportamiento del pH.....	58
3.2.1.3 Comportamiento de la temperatura.....	59
3.2.2 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa	60
3.2.2.1 Comportamiento de la DQO	61
3.2.2.2 Comportamiento del pH, temperatura y conductividad.	68
3.2.2.3 Remoción de fenol.....	69
3.2.2.4 Pruebas de toxicidad	71
3.2.2.5 Remoción de COT.....	72
3.2.2.6 Análisis de nutrientes.....	73
3.2.3 Determinación del TRH.....	73
3.3 Pruebas en biofiltros V=3.5 L	74
3.3.1 Etapa 1. Fijación de la biomasa	74
3.3.1.1 Comportamiento de la DQO	74
3.3.1.2 Comportamiento del pH y la temperatura.....	76
3.3.2 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa	76
3.3.2.1 Comportamiento de la DQO	77
3.3.2.2 Comportamiento del pH, temperatura y conductividad	80
3.3.2.3 Remoción de fenol.....	81
3.3.2.4 Pruebas de toxicidad	83
3.3.2.5 Remoción de COT.....	83
3.3.3 Determinación del TRH.....	84
3.4 Resultados de la determinación de la capacidad de adsorción de cada materia.....	84
3.5 Resultados de la determinación de fenol retenido en el material de empaque.....	86
3.6 Resultados de la identificación de enterobacterias	87

CAPÍTULO 4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	88
4.1 Conclusiones.....	88
4.2 Recomendaciones	90
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	91
ANEXO 1. Pruebas de vaciado	98
ANEXO 2. Curva de calibración para el Fenol.....	107
ANEXO 3. Análisis Estadístico	109
ANEXO 4. Tablas de resultados de la remoción de fenol	115

Índice de tablas

Tabla 1.1 Propiedades del fenol.....	5
Tabla 1.2 Principales industrias productoras de compuestos fenólicos	7
Tabla 1.3 Concentración media de fenoles en aguas residuales industriales	7
Tabla 2.1 Composición nutricional de la solución sintética	33
Tabla 2.2 Métodos de análisis.....	43
Tabla 3.1 Concentraciones de fenol utilizadas en la etapa 2. BF 1L	60
Tabla 3.2 Valores medios de DQO (%) en cada periodo, BF 1L	64
Tabla 3.3 Resultados de pH, temperatura y conductividad, etapa 2, BF 1L ...	68
Tabla 3.4 Concentración de fenol (mg/L) en los efluentes de cada sistema y sus eficiencias de remoción (%) BF 1L.....	69
Tabla 3.5 Clasificación de toxicidad basada en unidades de toxicidad (UT).....	71
Tabla 3.6 Resultados de toxicidad, BF 1L	72
Tabla 3.7 Remoción de COT (%) BF 1L.....	73
Tabla 3.8 TRH operado para cada sistema, BF 1L	74
Tabla 3.9 Valores de pH y temperatura, etapa 1 BF 3.5L.....	76
Tabla 3.10 Concentraciones de fenol utilizadas en la etapa 2. BF 3.5L	76
Tabla 3.11 Valores medios de DQO (%) en cada periodo	78
Tabla 3.12 Resultados de pH, temperatura y conductividad, etapa 2 BF 3.5L .	80
Tabla 3.13 Remoción de fenol (mg/L) BF 3.5L.....	81
Tabla 3.14 Remoción de COT (mg/L) BF 3.5L	83
Tabla 3.15 Determinación de TRH BF 3.5L.....	84
Tabla 3.16 Remoción de fenol de las columnas de adsorción.....	86
Tabla 3.17 Determinación de fenol en el medio de empaque.....	86
Tabla 3.18 Enterobacterias encontradas en el empaque	87

Índice de figuras

Figura 1.1 Estructura del fenol	4
Figura 1.2 Principio de operación de un biofiltro.....	21
Figura 1.3 Esquema indicando los diferentes poros en la turba	24
Figura 2.1 Prueba de jarras.....	34
Figura 2.2 Biofiltros de volumen de 1 L	35
Figura 2.3 Biofiltros con volumen de 3.5 L	35
Figura 2.4 Empaque de los biofiltros	36
Figura 2.5 Curva teórica de espacios vacíos	38
Figura 2.6 Columnas de adsorción.....	41
Figura 2.7 Análisis de fenol en la turba	42
Figura 2.8 Montaje del sistema de destilación.....	44
Figura 2.9 Destilación de las muestras de fenol	44
Figura 2.10 Reacción de la 4-aminoantipirina con el fenol	45
Figura 2.11 Extracción de fenol con cloroformo	45
Figura 2.12 Filtración del extracto de cloroformo.....	45
Figura 2.13 Análisis de toxicidad.....	46
Figura 2.14 Equipo para la medición de COT	47
Figura 2.15 Muestra de turba y caldos para el crecimiento de la biomasa	49
Figura 2.16 Agares selectivos	51
Figura 2.17 Agar BHI	52
Figura 2.18 Prueba de Oxidasa	52
Figura 2.19 Galería del sistema API20E	53
Figura 2.20 Codificación de perfiles	53
Figura 3.1 Resultados de la prueba de jarras.....	56
Figura 3.2 Comportamiento de la DQO (mg/L) etapa 1. BF 1L.....	57
Figura 3.3 Comportamiento de la DQO (%) etapa 1. BF 1L	58
Figura 3.4 Comportamiento del pH, etapa 1. BF 1L	59
Figura 3.5 Comportamiento de la temperatura, etapa 1. BF 1L.....	60
Figura 3.6 Comportamiento de DQO (mg/L) etapa 2. BF 1L	61
Figura 3.7 Comportamiento de DQO (%) etapa 2. BF 1L	62
Figura 3.8 Comportamiento de DQO (%) periodo 8 al 11. BF 1L	63

Figura 3.9 Comportamiento de DQO (%) periodo 12. BF 1L	64
Figura 3.10 Comportamiento de la DQO (%) BF1/BF2.....	65
Figura 3.11 Comportamiento de la DQO (%) BF1/BF3.....	66
Figura 3.12 Comportamiento de la DQO (%) BF1/BF4.....	67
Figura 3.13 Remoción de fenol (%) BF 1L	70
Figura 3.14 Comportamiento de la DQO (mg/L) etapa 1. BF 3.5L.....	75
Figura 3.15 Comportamiento de la DQO (%) etapa 1. BF 3.5L	75
Figura 3.16 Comportamiento de la DQO (mg/L) etapa 2. BF 3.5L.....	77
Figura 3.17 Comportamiento de la DQO (%) etapa 2. BF 3.5L	78
Figura 3.18 Comportamiento de la DQO (%) BF5/BF6.....	79
Figura 3.19 Remoción de DQO (%) BF5/BF7	80
Figura 3.20 Remoción de fenol (mg/L) BF 3.5L.....	82
Figura 3.21 Comportamiento de la DQO (mg/L) en las primeras 8 horas	85
Figura 3.22 Comportamiento de la DQO (mg/L) a las 24, 48 y 72 horas	85

Nomenclatura

·OH	Radical hidroxilo
BF	Biofiltro
[C ₆ H ₅ OH]	Concentración de fenol
C	Carbono
C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁	Sacarosa
CE ₅₀	Concentración efectiva al 50%
COT	Carbono orgánico total
COV	Compuestos orgánicos volátiles
DBO	Demanda bioquímica de oxígeno
DCE	Dicloroetano
DQO	Demanda química de oxígeno
FAST-ACT	Primer sistema de contención absorbente contra amenazas químicas, por sus siglas en inglés
HAP	Hidrocarburos aromáticos policíclicos
HC's	Hidrocarburos
IMTA	Instituto Mexicano de Tecnología del Agua
IUPAC	Unión Internacional de Química Pura y Aplicada, por sus siglas en inglés
MF	Medio filtrante
PEMEX	Petróleos Mexicanos
Q	Caudal
SBR	Reactor discontinuo secuencial, por sus siglas en inglés
TRH	Tiempo de residencia hidráulico
UASB	Reactor anaerobio de flujo ascendente, por sus siglas en inglés
US-EPA	Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos de Norteamérica, por sus siglas en inglés
VMF	Volumen del medio filtrante

RESUMEN

Los fenoles son generalmente considerados entre los más peligrosos de los contaminantes orgánicos en las aguas residuales de refinerías y petroquímicas y estos son altamente tóxicos aún a bajas concentraciones. Además, la presencia de fenoles en aguas naturales puede llevar a la formación de subproductos más tóxicos, durante los procesos de desinfección con cloro y oxidación.

Se han desarrollado varios métodos para remover el fenol del agua residual, incluyendo degradación microbiana, oxidación química, degradación fotocatalítica, polimerización enzimática, separación por membrana, extracción por solventes y adsorción con carbón activado (Muftah, et al., 2010) El desarrollo de procesos para remover contaminantes tóxicos del agua es de gran importancia, para ello se deben considerar nuevas tecnologías que permitan minimizar o eliminar a estos compuestos en los efluentes.

El objetivo de este trabajo de investigación es evaluar la capacidad de un sistema de biofiltración empacado con turba y nanopartículas de TiO_2 y MgO para la remoción de fenol presente en aguas residuales industriales, utilizando un agua residual sintética con diferentes concentraciones del contaminante y con la aportación necesaria de macronutrientes (N y P) y micronutrientes, así como una fuente de carbono y energía externa (sacarosa).

Se utilizaron 4 columnas de biofiltración de 1L empacadas con turba (BF1) y diferente concentración de nanopartículas (TiO_2 + MgO): 0.3 g/L (BF2), 0.6 g/L (BF3) y 0.9 g/L (BF4), para evaluar su funcionamiento y seleccionar el mejor sistema por su capacidad para la remoción del fenol. Se llevaron a cabo dos etapas durante la experimentación, la primera etapa tuvo una duración de 60 días en la cual se alimentaron los biofiltros con agua residual municipal, para provocar la colonización del consorcio bacteriano el cual ayudaría a la biodegradación del compuesto a tratar; logrando disminuir la DQO en un 96%.

La etapa 2 tuvo una duración de 197 días, en la cual se llevó a cabo la aclimatación de la biomasa, los biofiltros se alimentaron con agua sintética conteniendo fenol, este compuesto fue suministrado incrementando gradualmente su concentración (12 periodos) desde 20 mg/L hasta 770 mg/L. Con los resultados se demuestra que en los primeros 7 periodos (20 – 563 mg/L de fenol) no se justificó el uso de las nanopartículas como parte del empaque ya que se obtuvo una disminución de DQO del 96% y de fenol del 95% en el biofiltro empacado solo con turba.

En los siguientes periodos se observó una inestabilidad en la aclimatación de la biomasa debido a la disminución del co-sustrato, por lo que se permitió nuevamente la estabilidad incrementando la concentración de fenol y de co-sustrato gradualmente. Durante estos periodos con el uso de las nanopartículas se obtuvieron mayores eficiencias que al utilizar únicamente turba, teniendo remociones de fenol del 72% y de DQO del 82%.

Al obtener estos resultados utilizando biofiltros de 1L, se escaló el sistema haciendo pruebas con biofiltros de 3.5 L, empacados con turba (BF5) y con diferentes concentraciones de nanopartículas: 0.3 g/L (BF6) y 0.9 g/L (BF7), con el propósito de determinar si seguían el mismo comportamiento a un mayor volumen. En la etapa 1 se observó una disminución del 96% de DQO. La etapa 2 tuvo una duración de 157 días, se trabajaron con 9 periodos (257 mg/L hasta 770 mg/L de fenol), en la disminución de DQO el biofiltro que fue empacado con turba únicamente, presentó mejores eficiencias que los biofiltros que contenían nanopartículas, teniendo una disminución de DQO del 89%, sin embargo, en la remoción de fenol el BF6 (0.3 g/L nanomaterial) tuvo mejores eficiencias siendo de un 83%.

De acuerdo a los resultados obtenidos, el uso de la turba por sí sola, demostró ser eficiente en la remoción de fenol cuando se tiene una biomasa aclimatada, en caso de existir problemas en la aclimatación, es justificable el uso de las nanopartículas como parte del empaque, ya que se observan mejores remociones que al utilizar únicamente la turba.

ABSTRACT

The development of processes to remove toxic contaminants from water is very important. For this reason new technologies that minimize or eliminate entirely to these compounds in effluents have been considered.

The goal of this research is to evaluate the ability of a biofiltration system packed with peat and TiO₂ and MgO nanoparticles to remove the phenol present in industrial wastewater by using a synthetic wastewater. This wastewater would include different concentrations of the pollutant, the appropriate amount of macronutrients (N and P) and micronutrients as well as a carbon source and external energy (sucrose).

Four biofiltration columns of 1L packed with peat (BF1) and different concentrations of nanoparticles: 0.3 g/L (BF2), 0.6 g/L (BF3) and 0.9 g/L (BF4) were used. Their behavior was observed during the two stage test and the most effective system for removing the phenol was selected. The first stage lasted 60 days during which the biofilters were fed with municipal wastewater in order to cause bacterial colonization of the consortium. This colonization helped the biodegradation of the compound, leading to a 96% removal of COD.

Phase 2 lasted 197 days during which the acclimatization of biomass was carried out. The biofilters were fed synthetic water containing phenol, and the concentration of this compound was gradually increased (12 periods) from 20 mg/L to 770 mg/L. The results showed that in the first 7 periods (20-563 mg/L phenol) the use of nanoparticles as part of the package was not justified since removal of 96% of COD and 95% of phenol were achieved using the biofilter packed with peat only.

In the following period there was instability in the acclimatization of biomass due to reduced co-substrate. In order to re-stabilize the biomass, concentrations of phenol and co-substrate were gradually increased. During these periods the nanoparticles showed better efficiencies than using peat by itself, with removals of 72% phenol and COD of 82%.

Following these results using biofilters of 1L, testing was performed with an escalation of 3.5 L biofilters, packed with peat (BF5) and different concentrations of nanoparticles, 0.3 g / L (BF6) and 0.9 g / L (BF7), in order to determine behavior at higher volumes. In the first stage efficiencies were 96% of COD. Phase 2 lasted 157 days and included 9 periods (257 mg / L to 770 mg / L phenol). The COD removal of the biofilter packed with peat showed better efficiencies than the biofilters containing nanoparticles, with average COD removal of 89%, however, the removal of phenol on the BF6 (0.3 g / L nanoparticles) had improved efficiencies of 83%.

According to the results obtained, the peat, without nanoparticles, proved to be efficient in the removal of phenol when the biomass is acclimated. However, if there are problems in the acclimation, use of nanoparticles as part of the package is justified.

INTRODUCCIÓN

El rápido crecimiento de las industrias químicas y del sector petrolero está acompañado por el aumento en la generación de residuos, los cuales traen consecuencias indeseables para el ecosistema y la salud pública. Estos compuestos permanecen largos periodos de tiempo y muchas veces son dispuestos de manera indiscriminada en el ambiente.

Los principales contaminantes del agua residual de las refinerías y petroquímicas incluyen los fenoles, hidrocarburos aromáticos policíclicos, así como metales pesados. El fenol es un compuesto aromático, que posee un anillo bencénico en su estructura, se genera naturalmente por procesos de humificación y degradación de proteínas, sin embargo, también se encuentra en el ambiente por actividades industriales. Es así como las descargas de fenol generadas por estas industrias son de gran interés ambiental, ya que son tóxicos para plantas, animales y humanos.

El amplio uso de los compuestos fenólicos ha propiciado su acumulación en diversos ambientes y debido a su toxicidad impiden el desarrollo adecuado de los organismos acuáticos. Los invertebrados y los peces son afectados adversamente aun a bajas concentraciones, por lo que pueden causar alteraciones al ecosistema. La remoción de estos compuestos se lleva a cabo por procesos físicos y químicos, que en algunos casos producen intermediarios más tóxicos que el compuesto original. El uso de métodos biológicos permite llevar a cabo un proceso de tratamiento rentable que puede hacer descender el nivel de materiales tóxicos por debajo de los niveles máximos permitidos (Suarez, Fernández, et al., 2007).

El tratamiento biológico ha demostrado ser el método más prometedor y económico para la remoción de fenol de las aguas residuales. Se cree que conducen a la mineralización del fenol y puede manejar un amplio intervalo de concentraciones, la biodegradación de fenol por diferentes tipos de consorcios microbianos ha llamado la atención a muchos investigadores durante las

últimas dos décadas (Muftah, et al., 2009). Las aguas residuales industriales conteniendo altas concentraciones de fenol, son difíciles de degradar por métodos biológicos convencionales, debido a su toxicidad lo que produce inhibición de los microorganismos. Este problema aumenta debido a incrementos repentinos del compuesto tóxico (picos de concentración) lo que ocasiona bajas eficiencias de remoción. Como comparación cuando se utilizan métodos convencionales, la concentración máxima de fenoles que puede ser degradada sin inhibición es de 150 mg/L (Moreno, Betancourt, et al., 2003).

Actualmente, se ha estado utilizando una nueva tecnología conocida como biofiltración sobre cama orgánica, este proceso está basado en la capacidad que tienen ciertos medios orgánicos de actuar como una resina natural, capaz de fijar diferentes sustancias contaminantes mediante mecanismos de absorción, adsorción e intercambio iónico y de favorecer la implantación de microorganismos capaces de biodegradar los contaminantes retenidos hasta CO_2 y H_2O . Además, los biofiltros de lecho orgánico permiten tratar eficientemente las descargas contaminadas con sustancias tóxicas tales como; hidrocarburos aromáticos policíclicos y reducen considerablemente la concentración de metales pesados (Alatorre, 2007).

Objetivos e hipótesis

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad de un sistema de biofiltración sobre medio orgánico mezclado con un nanomaterial (producto comercial) para la remoción de fenol, presente en las aguas residuales de la industria petroquímica y refinación del petróleo.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la dosis de nanomaterial para el empacado de los biofiltros.
- Evaluar el desempeño de 4 biofiltros de 1L, empacados con diferentes proporciones de turba y nanomaterial, monitoreando la calidad del agua del influente y efluente de cada sistema.
- Evaluar el desempeño de biofiltros a un volumen mayor (3.5L), empacados con diferentes proporciones de turba y nanomaterial, monitoreando la calidad del agua del influente y efluente de cada sistema.
- Determinar la concentración de fenol más alta experimentada en el sistema de biofiltración.
- Proponer el sistema más eficiente por su capacidad de remoción del fenol.

HIPÓTESIS

Es posible disminuir el efecto negativo del compuesto tóxico (fenol), con el uso de filtros empacados con turba y el uso de un nanomaterial, minimizando el impacto que causen en el sistema de tratamiento biológico.

Justificación

El agua residual industrial contiene compuestos orgánicos tóxicos, esto dificulta el tratamiento usando procesos biológicos convencionales. Existen muy pocas instalaciones que tratan este tipo de agua y que operen satisfactoriamente, principalmente por la variabilidad del agua residual en flujo y composición. También, muchos de los compuestos encontrados en tal agua residual pueden inhibir a los microorganismos presentes en el proceso biológico. Está claro que los enfoques tradicionales, como el proceso de lodos activados, tienen serias dificultades para cumplir con los estándares en los efluentes. Por lo tanto, es importante buscar otras alternativas como el uso de sistemas de amortiguación o el uso de procesos discontinuos con el objeto de promover la mineralización de agua residual industrial conteniendo compuestos orgánicos tóxicos.

La biodegradación del agua residual conteniendo compuestos inhibitorios puede ser asistida por la adición de un adsorbente en un biofiltro, esto puede mejorar la capacidad de degradación de los microorganismos por la combinación de procesos fisicoquímicos y biológicos (Buitrón, et al., 2001).

CAPÍTULO 1. MARCO TEÓRICO

1.1 Industria del petróleo

En muy pocos años la petroquímica ha llegado a ser una de las actividades industriales más importantes para nuestro país. La importancia deriva no sólo de su participación relativa en el producto interno bruto, que supera el 2%, de su elevada tasa de crecimiento anual, que se encuentra entre los más altos de la industria, o de su alto grado de integración nacional, difícil de superar por otros sectores industriales, sino de la influencia directa que esta industria tiene, a través de sus diversas cadenas productivas, sobre cualquier actividad de la vida moderna.

La Petroquímica comprende la elaboración de todos aquellos productos químicos que derivan de los hidrocarburos del petróleo y el gas natural. Por lo general el término no incluye los hidrocarburos combustibles, lubricantes, ceras ni asfaltos. Los petroquímicos no se consideran como un tipo o clase particular de productos químicos, ya que muchos de ellos han sido y continúan siendo fabricados con otras materias primas. Así, por ejemplo, el benceno, el metanol y el acetileno se pueden producir a partir del carbón e hulla. El glicerol se obtiene de las grasas, el etanol por fermentación de la caña de azúcar, el azufre de los depósitos minerales.

Sin embargo, todos ellos también se producen a partir del petróleo y en grandes volúmenes. La importancia de la petroquímica estriba en su capacidad para producir grandes volúmenes de productos a partir de materias primas abundantes y a bajo precio. El 59% del consumo total de agua en los países desarrollados se destina a uso industrial, el 30% a consumo agrícola y un 11% a gasto doméstico, según se constata en el primer informe de Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos del mundo. En 2025, el consumo de agua destinada a uso industrial alcanzará los 1.170 km³/año, cifra que en 1995 se situaba en 752 km³/año (García, 2009). El sector productor no sólo es el que más gasta, también es el que más contamina. Más de un 80% de los desechos

peligrosos del mundo se producen en los países industrializados, mientras que en las naciones en vías de desarrollo un 70% de los residuos que se generan en las fábricas se vierten al agua sin ningún tipo de tratamiento previo, contaminando así los recursos hídricos disponibles.

El adecuado tratamiento de aguas residuales industriales y su posterior reutilización para múltiples usos contribuye a un consumo sostenible del agua y a la regeneración ambiental del dominio público hidráulico y marítimo y de sus ecosistemas. Sin olvidar que el agua de calidad es una materia prima crítica para la industria (Rodríguez, et al., 2006). La industria petroquímica es importante es una sociedad moderna, no obstante la falta de un programa de protección ambiental, hace que el medio se contamine al producirse derrames de petróleo, principalmente de crudo, por un deterioro de los oleoductos, descargas de efluentes contaminados, afloramientos naturales a través de fisuras de la corteza terrestre y debido a la producción, transporte y almacenamiento de este recurso natural (Escalante, 2002). La industria del petróleo genera grandes cantidades de aguas residuales altamente contaminadas y agua residual salina durante la recuperación primaria del petróleo (deshidratación del petróleo y el proceso de desalinización). La eliminación de la producción de aguas residuales de petróleo, frecuentemente llamada "agua de formación", es difícil debido a los impactos ambientales que pueden provocar la salinidad y el resto de los contaminantes, la mayoría de los cuales son compuestos tóxicos.

Casi el 90% de las aguas residuales generadas por la industria de extracción de petróleo de México (PEMEX), es inyectado en el subsuelo mediante pozos abandonados. El tratamiento de aguas residuales sólo para esta disposición, es una solución sencilla con la adición de inhibidores de corrosión, de incrustaciones y de hidratos. Problemas frecuentes de obstrucción, daño de equipos y el costo cada vez mayor del manejo del agua, fueron las razones de PEMEX para cambiar su estrategia de eliminación y descarga, a la de

reutilización de las aguas residuales generadas (Mijaylova, Ramírez y Sandoval, 2008).

1.2 Contaminación de las aguas

En los últimos años, se ha tomado conciencia sobre las amenazas a la salud y al ambiente por el uso indiscriminado de las sustancias químicas tóxicas, particularmente aquellas de origen sintético y que requieren tiempos prolongados para su degradación en el ambiente, mejor conocidas como sustancias tóxicas persistentes. Entre estas se encuentran diversos grupos de sustancias orgánicas generalmente cloradas, los compuestos polibromados y los hidrocarburos aromáticos policíclicos. Las propiedades tóxicas de estas sustancias perduran durante largo tiempo en el ambiente y recorren grandes distancias antes de almacenarse en los tejidos grasos u otros tejidos, particularmente de los humanos, peces y otros mamíferos, además de que tienden a concentrarse a medida que se propagan a través de las cadenas tróficas. Como característica adicional se tiene que este tipo de sustancias, dada su complejidad estructural, no pueden ser degradadas de manera eficaz por los procesos biológicos convencionales.

De los diversos compuestos químicos encontrados en aguas superficiales y subterráneas, los orgánicos representan el mayor riesgo por sus efectos en el ambiente y en la salud humana. Dentro de este grupo de compuestos, los solventes industriales y los hidrocarburos aromáticos derivados del petróleo son los más comúnmente encontrados en cuerpos de agua. Además, existe una gran cantidad de desechos en estado sólido, que al descomponerse y mezclarse con el agua de lluvia producen lixiviados. Las fuentes de contaminación pueden ser puntuales y no puntuales, Se consideran fuentes puntuales a las fábricas, refinerías, tintorerías, gasolineras, aeropuertos, tiraderos de basura, tanques enterrados, así como derrames que suceden al transportar compuestos químicos. Por otro lado, como ejemplo de fuentes no puntuales difusas, se consideran la aplicación de plaguicidas en zonas

agrícolas, los canales de drenaje y los sistemas de tuberías para el transporte de hidrocarburos.

Las sustancias fenólicas forman parte de los “compuestos refractarios”, que se degradan muy poco en los sistemas de tratamiento convencional de aguas residuales. La entrada de una alta concentración de fenoles, durante el tratamiento secundario, puede inhibir el crecimiento biológico; mientras, que en el proceso de desinfección por cloración, se generan compuestos altamente tóxicos. Por lo tanto, si se encuentran en una corriente de agua residual, las sustancias fenólicas son la meta a cumplir durante el tratamiento (Jiménez, Arias y Lucero, 2004)

1.3 Fenol

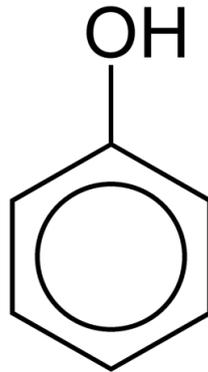


Figura 1.1 Estructura del fenol

El fenol (C_6H_5OH) posee en su estructura un anillo bencénico, y tiene un grupo hidroxilo en lugar de uno de los átomos de hidrógeno propio del benceno (C_6H_6), tal como se muestra en la Figura 1.1. El fenol es una sustancia sólida incolora cuando se encuentra pura. Cuando están almacenados, los cristales se vuelven rosados y finalmente rojizos. Es de olor fuerte, de sabor dulce e irritante, se evapora más lentamente que el agua, es inflamable, y muy soluble en el agua hasta una concentración de 87 g/L. Se produce principalmente por el hombre, se encuentra también en depósitos animales y en la materia orgánica en descomposición.

El fenol es un compuesto derivado a partir de hidroperóxido de cumeno, ácido benzóico y clorobenceno. Según la nomenclatura de la Unión Internacional de Química Pura y Aplicada (IUPAC), los nombres registrados del fenol son ácido carbólico, ácido fenólico o alcohol fenílico. Sin embargo, es ampliamente conocido por sus sinónimos como: hidroxibenceno, oxibenceno, bencenol, hidrato fenílico y monofenol.

La reactividad química del fenol es atribuida a su grupo fenilo, que reacciona con bases y ligeramente con algunos ácidos, con bases el fenol forma sales como los fenolatos, es sensible a agentes oxidantes generando productos como la hidroquinona, además de sufrir reacciones de sustitución electrofílica como halogenación y sulfonación. Estas propiedades hacen que el fenol en el ambiente reaccione con otros compuestos y de esta manera su estructura sea fácilmente alterada, convirtiéndole en un compuesto más complejo y de difícil degradación. La Tabla 1.1 resume las propiedades del fenol.

Tabla 1.1 Propiedades del fenol

Fórmula química	C₆H₆O
Peso molecular	94.12 g/mol
Punto de ebullición	181.8°C
Punto de fusión	43°C
Solubilidad en agua	87 g/L a 25°C
Densidad, a 20°C con la densidad del agua a 4°C	1.0576 g/ml
Coeficiente de partición octanol-agua (logKow)	1.46

Fuente: Ahumada y Gómez, 2009 y Murcia, 2007

1.3.1 Orígenes y usos del fenol

El fenol está presente en alimentos, en el exudado de las raíces de las plantas, desechos de humanos, animales y es producido durante la descomposición de la materia orgánica y el metabolismo de las proteínas. Adicionalmente, está presente en aceites del “cracking” del petróleo, generado durante la producción de estos por hidrogenación de la hulla u oxidación del benceno.

El fenol llega al medio ambiente como un intermediario de la degradación de polímeros naturales como la lignina, taninos y de los precursores de aminoácidos, pero la mayor cantidad de descargas del fenol al ambiente son producidas sintéticamente por diferentes industrias. El fenol se utiliza para la preparación de resinas sintéticas, colorantes, medicamentos, plaguicidas, curtientes sintéticos, sustancias aromáticas, aceites lubricantes y solventes.

El fenol puede alquilarse con trímico de propileno (o con otras olefinas) para dar p-nonilfenol para conversión a detergentes, ya sea por sulfonación e etoxilación. Además, el nonilfenol constituye la base para oxidantes de hules y plásticos. Otros alquilfenoles se usan para la formación de resinas fenólicas. El fenol también se emplea como materia prima para obtener el herbicida ácido 2, 4-diclorofenoxiacético.

El fenol se usa en la producción de resinas fenólicas, en la manufactura de nylon y otras fibras sintéticas y también en la industria química, farmacéutica y clínica como un potente fungicida, bactericida, antiséptico y desinfectante; es también usado para producir agroquímicos, policarbonatos, en el proceso de fabricación de ácido acetilsalicílico o aspirina y en preparaciones médicas como enjuagadientes y pastillas para el dolor de garganta (García y Tuduri, 2011).

Tabla 1.2 Principales industrias productoras de compuestos fenólicos

Industria	Compuestos generados
Petrolera, refinería	HC's, bencenos, toluenos, naftalenos, bifenilos, fenol, <i>n</i> -octanos, <i>n</i> -decanos, azufre y amonio.
Petroquímica	Naftaleno, heptanos, bencenos, fenol y alcoholes de 4 carbonos.
Manufactura de compuestos químicos	<i>m</i> -amino fenol, dinitrofenol, <i>p</i> -nitrofenol, trinitrofenol, anilina, clorobencenos y tolueno.
Farmacéutica	Toluenos, ácidos fenil acéticos, cloroformo, éter, alcohol etílico, fenol.
Papelera	Lignina, vainillina, ácido feulico, ácido protocatéquico, ácido benzoico, guayacol, catecol, ácido fenil propionico, fenoles y clorofenoles.
Fibras sintéticas	Bifenoles, benzoato, epóxidos
Desinfectantes	Fenol, ácido benzoico.

Fuente: Ahumada y Gómez, 2009

En todas las industrias mencionadas existe un gran potencial para la generación de aguas fenólicas en concentraciones que pueden afectar el medio ambiente y a los seres humanos. La Tabla 1.3 muestra la concentración media encontrada en los efluentes de diversas industrias (Rodríguez, 2003).

Tabla 1.3 Concentración media de fenoles en aguas residuales industriales

Industrias	Concentración de fenol (mg/L)
Minería	1000 – 2000
Lignito	10,000 – 15,000
Gas	4000
Altos Hornos	4000
Petroquímica	50 – 700
Farmacéutica	1000
Refinería	2000 – 20,000

Fuente: Rodríguez, 2003

1.3.2 Efectos en la salud humana

El hombre se encuentra constantemente expuesto al fenol, debido a que está presente en la atmósfera a donde los niveles ambientales calculados por la Organización Mundial de la Salud son de aproximadamente $1 \mu\text{g}/\text{cm}^3$. Es así como este compuesto representa un gran peligro para su salud, ya que es adsorbido fácilmente por el cuerpo afectando a órganos como el hígado, pulmones, riñones y mucosa gastrointestinal, donde provoca diferentes patologías entre las que se encuentran la acidosis metabólica, debilidad, palidez, anorexia, hiperventilación, insuficiencia renal aguda, afecciones al sistema nervioso central, el estado de coma, cáncer y muerte (Palomo y Figueroa, 2007)

Otro tipo de patologías que se presentan con gran incidencia por contacto o consumo de fenol, son las afecciones sobre el sistema respiratorio que pueden causar inflamación de la tráquea, ulceración y edema pulmonar; cardiovascularmente causa hemólisis, arritmias e hipertensión. También estudios epidemiológicos han demostrado que el fenol puede generar disrupción endócrina, con disfunción reproductiva, la cual se evidencia en desórdenes hormonales como procesos de feminización en machos y masculinización en hembras (Ahumada y Gómez, 2009)

1.3.3 Toxicidad del fenol

Los compuestos fenólicos son compuestos elevadamente tóxicos, siendo su concentración máxima permitida en plantas de tratamiento biológicas de aguas residuales en el intervalo de decenas de mg/L. El fenol se encuentra de forma natural en el medio ambiente en concentraciones por debajo de 100 partes por billón. La presencia de cualquier descarga de fenol en los cuerpos receptores deberá evitarse, ya que su presencia durante el proceso de cloración de agua potable, incluso en concentraciones muy bajas ($1-10 \mu\text{g}/\text{L}$), promueve la formación de clorofenoles, lo que produce un fuerte olor y sabor desagradable. Aunque la toxicidad de los fenoles no es muy alta si se compara con otros

contaminantes como los plaguicidas o metales pesados, su elevada concentración inhibe e incluso elimina la actividad de los lodos activados en las plantas de tratamiento de aguas municipales (Baena, 2005).

Por su toxicidad y reactividad el fenol puede afectar ecosistemas acuáticos o terrestres debido a que es soluble en agua y puede realizar reacciones de condensación y polimerización con un amplio número de compuestos. Gracias a estudios ecotoxicológicos realizados en diferentes organismos, se ha generado un gran interés en el cuidado que se debe tener al manejar este compuesto.

En ambientes acuáticos el fenol tiene efectos adversos sobre todos los niveles, en el caso de las macrófitas de agua se genera crecimiento anormal y clorosis; mientras que para organismos superiores como los peces e invertebrados son más sensibles a la exposición del fenol con efectos letales, ya que estos organismos solo pueden tolerar concentraciones hasta de 1,211 mg/L. (Ahumada y Gómez, 2009)

En el caso de organismos terrestres se ha reportado un incremento en la mortalidad de algunas especies como las lombrices de tierra cuando son expuestas a concentraciones de 188 a 6,900 mg/kg de fenol. El fenol también puede causar efectos mutagénicos en células de algunos mamíferos, como en el caso del hámster donde produce mutación en fibroblastos y en células linfáticas (Ahumada y Gómez, 2009).

1.4 Métodos de eliminación del fenol

La aplicación de un método u otro depende fundamentalmente de la concentración del contaminante y del caudal de efluente. Determinadas técnicas, como la incineración y algunos tratamientos de oxidación, son utilizables sólo cuando la concentración de compuestos orgánicos es elevada, mientras que otras, como la adsorción y los procesos de oxidación avanzada, son útiles en efluentes con baja concentración del contaminante. (Baena, 2005).

1.4.1 Extracción con disolventes

Este es un método económico y eficaz en la recuperación de fenol, cuando la concentración es elevada. Sin embargo, las pérdidas de solvente pueden ser significativas, creando así un problema adicional de contaminación. Después de la extracción con solventes y la etapa de agotamiento, los fenoles están todavía presentes a altas concentraciones en de mg/L (Baena, 2005).

1.4.2 Incineración

Es una técnica usada para la destrucción de fenoles y de compuestos aromáticos clorados. El fenol se destruye transformándose en dióxido de carbono (CO_2) y agua (H_2O). Este método se emplea sólo cuando la concentración y la toxicidad de los residuos contaminantes, es suficientemente elevada. La EPA recomienda 1600°C como temperatura de operación para este tipo de proceso, pero esto es costoso y además se producen algunos subproductos por la combustión incompleta. El aspecto fundamental en la economía de la incineración de residuos fenólicos es el combustible auxiliar, necesario para mantener la combustión. La incineración catalítica puede llevarse a cabo a temperaturas más bajas, pero los átomos de cloro producto de la combustión envenenan la mayoría de los catalizadores, o al menos reducen su actividad.

1.4.3 Aeración

La aportación de oxígeno a un cuerpo acuífero se efectúa por contacto íntimo entre el aire y el agua, en donde la importancia de la aportación de oxígeno depende de las siguientes características: del valor de la superficie de contacto entre el aire y el agua (cuanto mayor sea el área o superficie de contacto entre el agua y el aire, mayor será el intercambio de oxígeno), de la renovación del gradiente de oxígeno entre el aire y el agua, así como del tiempo disponible para la difusión del oxígeno. El coeficiente de transferencia de oxígeno es función de la naturaleza del agua (agua limpia, agua residual con materias en suspensión o disueltas, presencia de materias tenso-activas) y del sistema de aeración empleado.

1.4.4 Adsorción en carbón activado

Una forma simple de seleccionar un carbón activado para su uso en procesos de eliminación de sustancias disueltas como el fenol es cuantificando su área superficial específica; en general, una mayor superficie con lleva a mayor capacidad de retención de contaminantes. El carbón activado en polvo, reduce el contenido de fenoles, de una forma completa, según su naturaleza, la dosis y el tipo de carbón, así como de la concentración del medio. Si se quieren eliminar totalmente los fenoles, es necesario efectuar una filtración sobre carbón activado granular. En general, los fenoles son adsorbidos fácilmente por los distintos carbones en gránulo, aun después gastados por materias orgánicas.

El carbón activado usado en el proceso de adsorción eventualmente alcanza un punto en el cual no adsorbe más material. Este carbón activado gastado debe ser entonces regenerado o desechado; la forma más común de regeneración es la térmica, aunque se usan varios tipos de regeneración química. Sin embargo, aunque el carbón activo es un adsorbente casi universal, la clave de la economía del proceso está en la posibilidad de su regeneración y reutilización (Baena, 2005).

1.4.5 Separación con membranas

Debido a las características que presentan los diferentes tipos de membranas tales como de alta estabilidad y selectividad, además de que requiere bajas energías y costos bajos, éstas se han utilizado en los tratamientos de aguas residuales como procesos de separación terciarios, con ellos se busca eliminar los contaminantes orgánicos o cualquier exceso de sales minerales y así obtener el agua más pura posible antes de ser arrojada al medio ambiente.

Las membranas de ultrafiltración tienen la capacidad de retener y concentrar solutos orgánicos con concentraciones entre 500 y 1500 mg/L. Sin embargo, el residuo debe ser tratado previamente para proteger la membrana de una carga excesiva de sólidos en suspensión, valores extremos de pH, aceites y grasas.

La retención de fenoles se favorece a pH bajos, mientras que la velocidad de flujo aumenta con la presión y la temperatura. La concentración de los compuestos orgánicos en la alimentación apenas afecta a estas variables.

1.4.6 Fotólisis

Uno de los procesos utilizados en la eliminación de contaminantes orgánicos es la fotólisis, el cual tiene la ventaja de aumentar la velocidad de reacción en comparación con la misma técnica en ausencia de luz, evitando el uso de tanques grandes y hace más compactos a los sistemas de tratamiento, también reduce costos operativos debido a un menor consumo de potencia para generar $\cdot\text{OH}$. La aplicación de fotólisis en hidrocarburos aromáticos, tales como el fenol, no es eficiente por sí sola, ya que se han reportado constantes de velocidad de reacción tales como 0.0019 min^{-1} a 254 nm. Sin embargo las velocidades mejoran (0.199 min^{-1}) cuando se agregan cantidades de peróxido de hidrógeno (Baena, 2005).

1.4.7 Proceso de oxidación avanzada

Entre los tratamientos químicos destaca el desarrollo que en los últimos años han experimentado los procesos de oxidación húmeda, que se dividen en procesos térmicos y procesos de oxidación avanzada. Los primeros son adecuados para efluentes de elevado caudal y carga orgánica, pero tienen el inconveniente de que requieren condiciones de operación severas, con altas presiones y temperaturas. Los procesos de oxidación avanzada, por el contrario, trabajan bajo condiciones más suaves, pero no son adecuados para efluentes de elevadas cargas orgánicas (Bódalo, et al., 2006).

El fenol puede ser eliminado por diferentes métodos fisicoquímicos, sin embargo, estos métodos sufren serios inconvenientes, tales como el alto costo y la posible formación de productos peligrosos. Por otra parte, la degradación biológica es un método de descontaminación del agua muy utilizado, debido a sus bajos costos y a la posibilidad de mineralizar completamente las moléculas orgánicas a CO_2 y H_2O en condiciones aerobias. (Valera, et al., 2005)

1.5 Biodegradación del fenol

La biodegradación de HC's es un proceso, en el cual los microorganismos tienen la capacidad de utilizar parcial o completamente estos compuestos, como fuente de carbono o de energía, degradándolos hasta dióxido de carbono (CO₂) y agua (H₂O) logrando su mineralización. Este proceso se realiza por medio de enzimas y mecanismos a nivel de membrana que permite la entrada de nutrientes y depende de varios factores como las características del contaminante, su concentración, los microorganismos presentes, las condiciones geoquímicas y ambientales, entre otras (EPA 2003).

Este compuesto puede ser degradado en el agua o en el suelo, tanto a nivel abiótico como biótico, dentro de las transformaciones abióticas del fenol, este compuesto reacciona en el aire con radicales OH o nitrito y puede sufrir reacciones de fotólisis y reaccionar con radicales peróxido o con iones de nitrato formando dihidroxibencenos, nitrifenoles, nitrosfenol y nitroquinona.

Por otro lado la degradación del fenol a nivel biótico, esta mediada principalmente por organismos capaces de utilizar este compuesto como fuente de C y energía. Las bacterias pueden llevar a cabo el proceso de biodegradación del fenol, en especial las Gram negativas, siendo el género *Pseudomonas sp* el más reportado con esta capacidad, otros géneros de bacterias Gram negativas han sido reportados en la degradación de fenol, entre las que se encuentran *Agrobacterium*, *Acinetobacter*, *Burkholderia*, *Klebsiella*, entre otros; no obstante las bacterias Gram positivas también tienen la capacidad de degradar este compuesto, como por ejemplo el género *Rhodococcus*. Sin embargo independientemente del tipo de bacteria, estas poseen gran actividad de monooxigenasas y dioxigenasas que permiten degradar este compuesto.

Importantes avances se han logrado en la aplicación de procesos biológicos para la degradación de compuestos fenólicos e hidrocarburos saturados presentes en agua residual (Moreno, et al., 2003).

El agua residual conteniendo compuestos orgánicos tóxicos es difícil tratar usando procesos biológicos convencionales. Muy pocas instalaciones tratan este tipo de aguas operando satisfactoriamente, principalmente por la variabilidad del agua residual en flujo y composición. También, muchos de los compuestos encontrados en aquellas aguas residuales pueden ser inhibitorios a los microorganismos. Esto es claro que los enfoques tradicionales, como los procesos de lodos activados, tienen serias dificultades. Por lo tanto, es interesante observar otras tecnologías como los procesos discontinuos a fin de promover la mineralización del agua residual conteniendo compuestos tóxicos. La biodegradación de las aguas residuales inhibitorias pueden ser asistidas usando dos diferentes enfoques: por la adición de carbón activado en un biofiltro y por la optimización de la degradación en la fase de reacción.

En 1996 Bazaldúa, García y Buitrón, estudiaron el tratamiento de compuestos fenólicos, utilizando un reactor SBR adicionado con carbón activado granular, la concentración del influente se varió de 67 a 267 mg/L de mezcla fenol-clorofenoles, obteniendo eficiencias de remoción superiores al 97% como COT.

Claros, Acosta, Sitia, et al., 1996 operaron un reactor anaerobio de lecho fluidizado relleno con carbón activado granular, para la biodegradación de compuestos fenólicos. La unidad experimental fue alimentada con concentraciones de 138, 321 y 484 mg/L de fenol, obteniéndose remociones del 97% en la DQO y 99.99% en fenoles.

Buitrón y Ortiz, 1997 utilizaron un reactor discontinuo secuencial (SBR) empacado con un material de bajo costo (roca volcánica porosa; tezontle) para la biodegradación aerobia de compuestos tóxicos presentes en efluentes industriales. Estudiaron la degradación de una mezcla de fenoles (fenol, 4-clorofenol, 2,4-diclorofenol y 2,4,6-triclorofenol, a partes iguales) en el intervalo de concentración de 60 a 667 mg/L. Obteniendo eficiencias superiores al 93% como Carbono Orgánico Total y al 99% como fenoles totales. El sistema SBR está orientado en función del tiempo, donde el flujo, el mezclado, la aireación y el volumen del reactor son variables de acuerdo a una estrategia de

funcionamiento periódico y no en función del espacio como en el caso de los procesos convencionales.

Moreno, Betancourt, et al., 2003 emplearon un SBR aerobio instrumentado y acoplado a una PC, con una capacidad de 7L. Evaluando dos tipos de aguas, un agua sintética con 4-clorofenol y una mezcla de aguas residuales municipales y fenol. Para los dos casos se estudiaron concentraciones iniciales de fenoles entre 350 y 7000 mg/L. Utilizando una estrategia llamada EDTOC (Event Driven Time Optimal Control) para el control del flujo de alimentación en reactores discontinuos. Esta estrategia controla el flujo de alimentación de tal manera que se obtenga la máxima velocidad de degradación. Cuando el sustrato se alimenta, el oxígeno disuelto (OD) disminuye debido a su consumo por los microorganismos para degradar el sustrato, hasta que la concentración de sustrato comienza a ser inhibitorio. Cuando esto sucede el OD aumenta, indicando que la velocidad de degradación sea cercana a la máxima. En este momento el sistema de control detiene la bomba de alimentación, pues si una mayor cantidad de sustrato es alimentada comenzaría la inhibición. Se observaron eficiencias de degradación superiores a 99% como DQO y 100% como fenoles, incluso para 7000 mg/L de fenoles. Como comparación, cuando se utilizan métodos convencionales, la concentración máxima de fenoles que puede ser degradada sin inhibición es de 150 mg/L.

La remoción de fenol, 2-clorofenol, 2-nitrofenol, 2,4-dimetilfenol, hexano y heptano de un agua residual preparada en el laboratorio, utilizando glucosa como co-sustrato en un reactor UASB, fue estudiada por Vacca, Rincón, et al., 2008, obteniendo porcentajes de remoción de 81.54% de DQO.

Así se puede concluir que los sistemas biológicos son eficientes para el tratamiento de aguas residuales conteniendo fenol.

1.5.1 Factores que afectan la biodegradación

1.5.1.1 Temperatura

Es un factor que afecta la supervivencia, el crecimiento y la actividad metabólica de los microorganismos, y así mismo influye en los cambios estructurales y químicos de los HC's. La biodegradación de HC's en suelos puede ocurrir en un amplio rango de temperaturas, esta disminuye generalmente cuando la temperatura es menor de 20°C, y aumenta en rangos de 30 a 40°C (Zhu, Venosa, et al., 2001; Wang Y, Tian Y, et al., 2007). En la degradación del fenol, la temperatura a la cual se favorece la biodegradación de este compuesto por parte de los microorganismos es de 30°C, ya que a ésta temperatura la penetración del fenol a la célula es más eficiente.

1.5.1.2 pH

Afecta a los microorganismos y sus enzimas, influyendo tanto en la disociación como la solubilidad de diversas moléculas y en la disponibilidad de nutrientes. La mayoría de bacterias heterótrofas y hongos se desarrollan en forma óptima a valores de pH cercanos a la neutralidad dentro de un intervalo de 6.5 – 8.5 (Zhu, Venosa, et al., 2001). Para los HC's aromáticos como el fenol se ha reportado que el rango de degradación óptima se encuentra cercano a la neutralidad (6.0 – 8.0) (Luo, Zhang, et al., 2005). Estudios realizados por Shawabkeh, et al., 2007, demostraron que microorganismos como *KleibSELLA oxytoca* pueden degradar fenol en un amplio rango de pH de 4.0 a 8.0.

1.5.1.3 Nutrientes

Para el desarrollo y supervivencia de los microorganismos, se hacen necesarios para llevar a cabo procesos de biosíntesis y otras funciones celulares. Cada organismo necesita diferentes nutrientes y a menudo los requerimientos son especificados para cada género, pero en todos los casos requiere de macronutrientes (nitrógeno y fósforo) que se necesitan en grandes cantidades, mientras que otros llamados micronutrientes (Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , K^+ ,

S²⁻ y otros), se proporcionan en menores cantidades y a veces solo en cantidades trazas (Pardo, Perdomo y Benavides, 2004).

Los nutrientes se asimilan en estados elementales (orgánicos e inorgánicos), presentes en el ambiente y por lo tanto la cantidad presente de estos y el estado de los mismos, son importantes para llevar a cabo un proceso de biodegradación.

Comúnmente una de las estrategias más usadas en procesos de biodegradación ha sido la bioestimulación, que consiste en la adición de nutrientes a concentraciones aprovechables estequiométricamente a una relación de Carbono: Nitrógeno: Fosforo (C:N:P), en donde una óptima relación N:P puede generar un aumento en el crecimiento de diferentes poblaciones microbianas y degradación de diferentes compuestos. Dependiendo de las concentraciones de C, N y P en el ambiente contaminado las relaciones de estos nutrientes pueden variar significativamente en el proceso de biorremediación.

La relación C:N:P más utilizada en biorremediación es 100:10:1 la cual mantiene un equilibrio de nutrientes durante el metabolismo microbiano, permitiendo acelerar el proceso de biodegradación; sin embargo han sido empleadas otras relaciones de concentración (Ahumada y Gómez, 2009)

En la degradación del fenol se reportan las relaciones de C:N:P de 100:10:2 y 100:10:1 y se utiliza generalmente cuando no se han hecho pruebas de laboratorio para encontrar las concentraciones en campo.

1.6 Cometabolismo

Varios compuestos sintéticos y orgánicos, que son tanto de importancia ambiental como toxicológica son degradados por cometabolismo. El término cometabolismo define la transformación de un compuesto llamado cosustrato, en presencia obligada de un sustrato durante el crecimiento o por células en reposo en ausencia del sustrato en crecimiento. El cosustrato o cometabolito

no aporta energía, carbono o algún otro nutriente y en consecuencia es incapaz de soportar la replicación celular. El sustrato de crecimiento actúa como un donador de electrones que proporciona poder reductor y energía para el crecimiento y el mantenimiento celular. La presencia del cosustrato no induce la actividad de las enzimas involucradas en su transformación colateral a la degradación del sustrato el cual si induce la actividad enzimática (García y Peralta, 2008).

Los compuestos finales de la transformación cometabólica pueden ser muy variados dando como resultado especies menos peligrosas, o bien, más susceptibles a la degradación biológica. Sin embargo, puede ocurrir la formación de compuestos que se acumulan en el ambiente si no son intermediarios de otras rutas catabólicas, o si no están presentes microorganismos capaces de utilizarlos como sustrato.

1.7 Aclimatación de la biomasa

En las industrias químicas, farmacéuticas, plásticas, y petroquímicas, para algunos casos, los procesos de producción son realizados de forma discontinua. Se ha observado que los procesos de tratamiento de aguas residuales industriales no obtienen eficiencias satisfactorias debido a las altas variaciones en flujo y concentración de contaminantes tóxicos en las aguas de desecho. Además, debido a su toxicidad, es difícil el tratamiento biológico de desechos industriales que contienen una alta concentración de fenoles.

El primer paso para biodegradar sustancias tóxicas en una planta de tratamiento de aguas residuales es la aclimatación de los microorganismos. Cuando los microorganismos se ponen en contacto con compuestos tóxicos, en un ambiente favorable, la aclimatación a estos compuestos puede ocurrir. Diversos fenómenos se han propuesto para explicar la fase de la aclimatación. Se ha observado que existe una selección y multiplicación de microorganismos especializados durante esta fase, además pueden existir transformaciones fisiológicas en el sistema metabólico de los microorganismos, es decir,

alteraciones a nivel regulación y producción enzimática, mutaciones, etc. (Moreno y Buitron, 2004).

En comunidades microbianas aerobias, los periodos de aclimatación pueden variar entre varias horas a varios días dependiendo de las características del agua residual y de las características iniciales del inóculo. Sin embargo, poca información está disponible acerca de la evolución de la actividad de un consorcio microbiano durante la aclimatación a las aguas residuales tóxicas. Por otra parte, se ha demostrado que la aclimatación no es permanente. La exposición de la comunidad aclimatada a periodos prolongados del sustrato (ayuno) produce una disminución de la actividad e incluso la muerte de algunos de ellos (Moreno y Buitron, 2004).

1.8 Biofiltración sobre cama orgánica

La biofiltración es una tecnología conocida, utilizada para el tratamiento de gases y olores; cuyo principio consiste en hacer pasar los contaminantes del aire a un medio líquido a través de una columna de materia orgánica (biofiltro) humedecida, sobre la cual crecen microorganismos que se alimentan de estos contaminantes. Hace algún tiempo se comenzó a utilizar una variante de estos biofiltros para tratar aguas residuales y no solamente gases. Esta nueva tecnología conocida como biofiltración sobre cama orgánica incluye los principios de un filtro percolador y de un filtro natural con muy alta porosidad y propiedades de adsorción y absorción.

El medio filtrante (MF) retiene los contaminantes contenidos en el agua residual principalmente por procesos físicos y químicos propios de un filtro. Por otro lado, el MF también sirve de soporte para la implantación y el crecimiento de importantes poblaciones de microorganismos que degradan contaminantes retenidos en el filtro, regenerando así la capacidad de filtración y depuración del sistema.

Esto se logra estableciendo un equilibrio entre la tasa de deposición de contaminantes y el crecimiento de las poblaciones de microorganismos razón

por la cual esta tecnología emplea caudales bajos y TRH elevados. Se trata entonces de un biofiltro percolador en el cual se lleva a cabo una infiltración muy lenta sobre material orgánico muy adsorbente que permite establecer un equilibrio entre la carga de contaminantes y el crecimiento de diferentes poblaciones de microorganismos dentro del biofiltro.

La filtración por percolación o la biofiltración en un medio orgánico es extensamente usado como un tratamiento en sitio y es caracterizado por una tasa de filtración muy lenta ($\leq 0.50 \text{ m}^3/\text{m}^2\text{d}$).

La turba ha sido muy utilizada como un medio orgánico para el tratamiento de agua residual, por sus propiedades: alta porosidad (aproximadamente 90%), alta capacidad de sorción, gran área superficial ($\geq 200 \text{ m}^2/\text{m}^3$) para la adhesión de microorganismos y por su capacidad desinfectante.

El sistema de biofiltración usando turba sin aireación artificial (biofiltración pasiva) ha probado ser eficiente para la remoción de materia orgánica, sólidos suspendidos, nitrógeno y coliformes fecales de aguas residuales municipales (Garzón, Lessard, Aubry y Buelna, 2007)

Esta tecnología se ha desarrollado recientemente con el fin de reducir los costos de inversión, operación y mantenimiento asociados a los sistemas convencionales de tratamiento de aguas residuales. Las características de esta tecnología (simplicidad, eficiencia y economía) hacen de ella una bio-alternativa adaptada al contexto socio-económico de un buen número de países.

El proceso de biofiltración está basado en la capacidad que tienen ciertos medios orgánicos de actuar como una resina natural capaz de fijar diferentes sustancias contaminantes mediante mecanismos de absorción, adsorción e intercambio iónico y de favorecer la implantación de microorganismos capaces de biodegradar los contaminantes retenidos hasta CO_2 y H_2O (mineralización).

La Figura 1.2 representa el principio de operación de un biofiltro. El influente se alimenta por la parte superior del biofiltro, percolando a través del lecho

orgánico en donde es tratado mediante cuatro procesos simultáneos y naturales: Filtración lenta y pasiva (reducción de sólidos), Absorción, adsorción e intercambio iónicos (retención de contaminantes), Biodegradación (reducción de la DBO, N, P y regeneración natural de las propiedades de absorción/adsorción del lecho orgánico) y Desinfección (eliminación de los coliformes fecales).

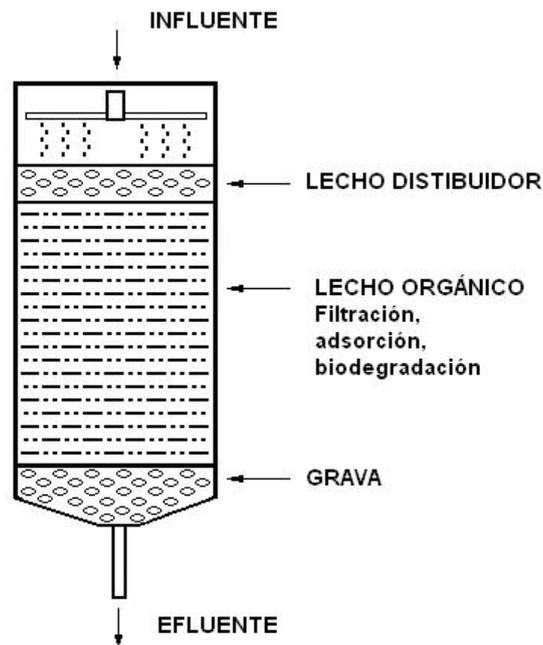


Figura 1.2 Principio de operación de un biofiltro

Además, los biofiltros de lecho orgánico permiten tratar eficientemente las descargas contaminadas con sustancias tóxicas tales como hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAP) y reducen considerablemente la concentración de metales pesados. La biofiltración es un proceso complejo al que afectan varios factores, como la oxigenación del medio, el contenido de humedad y nutrientes, pH, temperatura y patrones del flujo en el medio. El desempeño de esta, 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 (Alatorre, 2007)

Estrada y García, 2004. Utilizaron un sistema de biofiltración con cama de turba, para la remoción de 1,2 dicloroetano proveniente de efluentes industriales petroquímicos. Se operaron dos biofiltros, uno aerobio (BF₁) y un biofiltro anaerobio (BF₂). Los resultados obtenidos en el BF₁ demostraron un porcentaje de remoción de la DQO del 88%, 99.8% del 1,2 DCE y del 100% de otros COV (Benceno, Tolueno y Cloroformo); en el BF₂ un porcentaje de remoción de la DQO del 93%, 99.6% del 1,2 DCE y del 100% de otros COV.

Garzón, 2004. Empleó un sistema de biofiltración aireado para tratar aguas residuales de una granja porcina, con una concentración promedio de 13,000 mg/L de DQO y 1500 mg/L de N-NH₄. El sistema mostró altas eficiencias de remoción 97% de DQO y 99% de DBO₅, nitrógeno 99% de N-NH₄, y sólidos suspendidos totales del 99.9%. También utilizó el sistema de biofiltración para tratar agua con colorante industrial naranja ácido AO24, obteniendo una eficiencia de remoción del 99% de color y 90% de DQO asociada al colorante.

Por lo cual se concluye que la técnica de biofiltración sobre cama de turba demostró ser adecuada para el tratamiento de efluentes industriales.

1.8.1 Material filtrante: Turba

El propósito del material filtrante es el de proporcionar un soporte sólido y estable para la biomasa, y para exponer la máxima área superficial al flujo del líquido bajo tratamiento y de la superficie mojada al contacto con el aire. La configuración del material debe permitir suficientes espacios entre las superficies adyacentes para que pueda crecer la biopelícula sin que los intersticios queden bloqueados, y permitir así el flujo de líquido y el aire a través del lecho.

La turba 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, se forma con poca oxigenación y

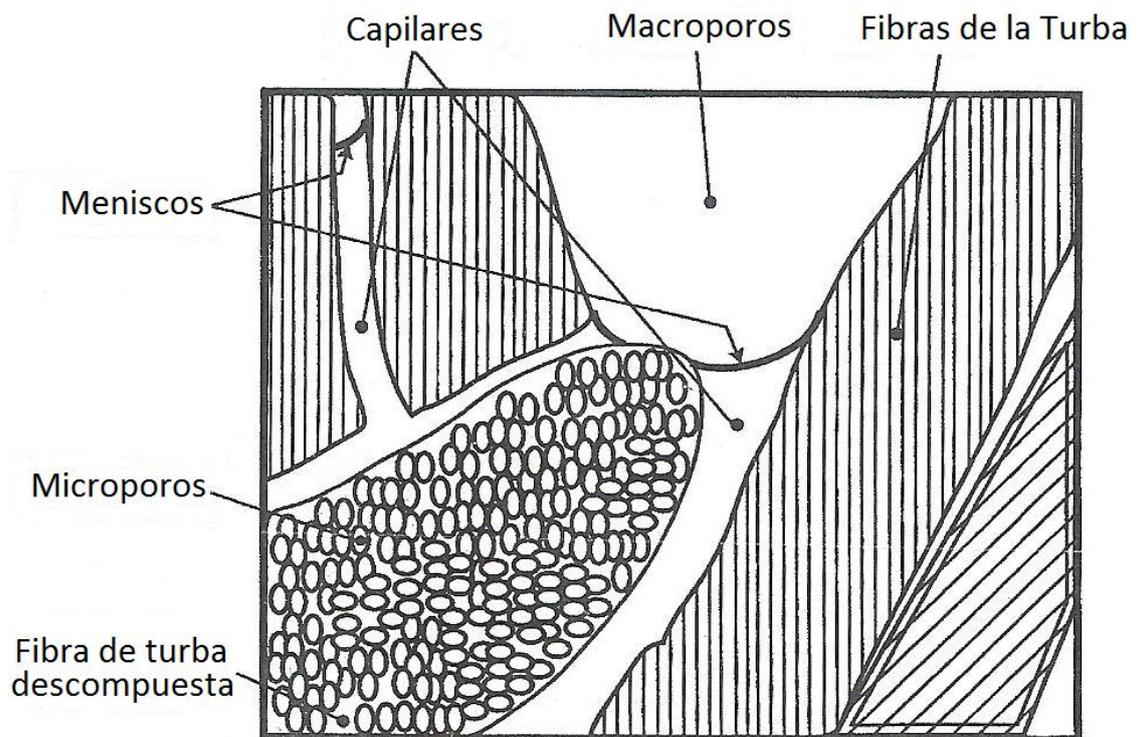
abundante agua, donde la velocidad de acumulación de la materia vegetal es más grande que la de descomposición. Es un material complejo, cuyos mayores constituyentes son la lignina y la celulosa.

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 fenilpropílicos (cumarílico, coniferílico y sinapílico). Es un producto final del metabolismo que a la muerte de la planta es degradado lentamente por hongos y bacterias, 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 está compuesta de fibras vegetales fosilizadas, analizando la estructura interna microscópica de estas fibras, se puede observar que el interior tiene un arreglo de poros microscópicos en forma de colmena. Dependiendo del nivel de descomposición de la turba, las fibras vegetales son más o menos deterioradas. A mayor descomposición de la turba, mayor deterioro de las fibras, se vuelven más amorfas y sus microporos (células) internos se abren a la superficie.

El lecho filtrante de un biofiltro con turba en operación comprende el material filtrante (fibras vegetales fosilizadas) y huecos que pueden ser llenados por aire o agua. El lecho filtrante compuesto por fibras vegetales tiene diferentes niveles de descomposición, creando una estructura heterogénea. La turba como medio filtrante, es una matriz muy compleja con huecos de varios tamaños localizados entre las partículas del lecho filtrante. En general, estos huecos se pueden clasificar como tres tipos: microporos, macroporos y meniscos (o espacios capilares) (Figura 1.3) Los microporos son localizados dentro de las fibras de la

turba, pero pueden ser expuestos a la superficie dependiendo del nivel de descomposición de las fibras de la turba. Los huecos del menisco corresponden a toda la red de pequeños canales formados entre varias partículas de turba y que debido a su tamaño, tienen características muy similares a los tubos capilares. Finalmente los macroporos corresponden a todos los otros huecos grandes formados entre varias partículas de turba (Garzón, Lessard y Buelna, 2003).



Fuente: Garzón, Lessard y Buelna, 2003

Figura 1.3 Esquema indicando los diferentes poros en la turba

La turba tiene un área superficial $> 200 \text{ m}^2/\text{g}$ y una porosidad de 95%, estas propiedades junto con la de adsorción, le confieren la capacidad de ser utilizada como soporte para la formación de biopelículas donde la degradación microbiana puede ocurrir. Además tiene una alta capacidad de absorción para metales en transición y moléculas orgánicas polares (Couillard, 1994).

Los cationes de la turba atraen a los grupos con carga negativa, los cuales están asociados con los ácidos húmicos y los ácidos fúlvicos, esta atracción permite que se lleve a cabo la adsorción. El humus de la turba es la fracción estable de la materia orgánica del suelo, la que se obtiene después de que se ha descompuesto la mayor parte de las sustancias vegetales o animales agregadas al suelo, generalmente es de color negro. El humus está compuesto por los restos postmortem de vegetales y animales que, depositados en el suelo, son sometidos constantemente a procesos de descomposición, transformación y síntesis.

También tiene la propiedad de incrementar la capacidad de retención de humedad del suelo. El proceso de humificación consiste en la degradación o descomposición de la materia orgánica como proteínas, carbohidratos, etc. que por procesos de síntesis y polimerización producen agregados químicos que se llaman ácidos húmicos. Tienen estructura aromática compleja y variable, son compuestos de masa molecular entre 10,000 y 50,000 g/mol.

El humus se clasifica en: ácido fúlvicos y ácidos húmicos. Los ácidos fúlvicos representan la fracción de humus extraíble por álcali, que no precipita por ácidos y que tiene color amarillento rojo. Generalmente son compuestos fenólicos de peso molecular bajo con carga negativa. Los ácidos húmicos se extraen con hidróxido de sodio y pueden precipitar por ácidos como el ácido clorhídrico. Generalmente son polímeros de alto peso molecular que forman coloides esferoidales y presentan una carga negativa, su capacidad de intercambio catiónico se debe a la presencia de la función ácido orgánico (-COOH) y de la función hidroxilo.

En consecuencia la turba ha demostrado una alta capacidad de intercambio catiónico y una baja capacidad de intercambio aniónico. Al elevarse el contenido de ácidos húmicos y fúlvicos se eleva el poder de intercambio iónico. La capacidad de intercambio catiónico está dada por los ácidos fúlvicos y húmicos (Estrada y García, 2004).

La turba se ha usado comúnmente para remover varias impurezas presentes en el agua residual desde la década de los 70's. Estas impurezas incluyen olores, metales pesados y plaguicidas. La turba ha demostrado ser un medio eficiente para el tratamiento de aguas residuales. Además también se ha usado en el manejo de algunos residuos, incluyendo desechos de ganado bovino y porcino, así también como un sistema de tratamiento para las plantas de purificación de agua. También se ha reportado el uso de turba para la remoción de efluentes textiles.

1.8.2 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.

La turba además de tener características químicas y físicas, tiene propiedades biológicas que deben ser tomadas en consideración para el control de la contaminación. La turba tiene una velocidad de descomposición, y a partir de esta descomposición se forman productos que pueden tener diferentes efectos. El primero es debido a que contiene carbohidratos, ácidos grasos y proteínas que determinan la velocidad de descomposición y el segundo es atribuido a los ácidos húmicos y fúlvicos, que son los productos finales de la degradación biológica de la lignina y de la celulosa, estas propiedades son factibles para mantener viables a los microorganismos. Jaouich en 1975, en sus estudios observó una reducción de nitratos en la turba, informó que los

microorganismos tienen un papel muy importante en el proceso de desnitrificación y el aislamiento representativos de la especie de *Pseudomonas* encontrados en la turba. Los extractos de la turba se han usado como medios principales para la reproducción de levaduras y hongos. La mezcla compleja de elementos orgánicos en la turba y su precio relativamente bajo hacen a este material una fuente potencial de nutrientes económicos para los microorganismos.

1.9 Nanotecnología

Un nanomaterial es aquel cuyo proceso de diseño y producción comprende una nanoescala entre 1 a 100 nm en al menos una de sus dimensiones, con el propósito de dotarlo de propiedades particulares derivadas del tamaño. Un nanómetro (nm) es la milésima parte de un micrómetro, es decir la longitud de alrededor de 10 átomos de hidrógeno o seis átomos de carbono alineados (Miranda, 2009)

La nanotecnología es una alternativa para el tratamiento de aguas residuales ya que presentan una formulación de nanomateriales reactivos, no tóxicos y efectivos para neutralizar un vasto rango de químicos tóxicos. Existen tres categorías básicas de nanomateriales, los que más han avanzado desde el punto de vista comercial son las nanopartículas de óxido metálico, la eficiencia de estos productos se debe a su gran área superficial y alta porosidad. Además cuenta con dos componentes en forma de polvo seco que lo hace efectivo, el Dióxido de Titanio (TiO_2) y Oxido de Magnesio (MgO). FAST-ACT es un producto comercial el cual es la combinación de TiO_2 y MgO, y ha sido probado eficientemente para la remoción de color y fenol de aguas residuales industriales (Miranda, 2009).

Los nanomateriales son una nueva clase de materiales (sean cerámicos, metales, semiconductores, polímeros, o bien, una combinación de estos), en donde por lo menos una de sus dimensiones se encuentran entre 1 y 100 nm. Estos representan una transición entre moléculas y átomos, y un material con

dimensiones de sólido volumétrico (bulk). Mientras que un material en el orden micrométrico aun presenta propiedades similares a las de un sólido volumétrico (bulk), en los nanomateriales debido a su tamaño reducido a unos cuantos nanómetros, se modifican sus propiedades que finalmente difieren del mismo material con dimensiones de sólido volumétrico, de las moléculas y los átomos. De acuerdo al número de dimensiones que se encuentren en el régimen nanométrico, los nanomateriales se pueden clasificar en cuatro tipos: a) Materiales de dimensión cero: las tres dimensiones se ubican en el régimen nanométrico, a esta corresponden las nanopartículas; b) de una dimensión, teniendo una longitud variable, conservan una sola dimensión en el régimen de nanómetros, como es el caso de nanoalambres y nanotubos; c) de dos dimensiones, con áreas de tamaño indefinido, mantienen su espesor en el orden de 1 a 100 nm, como en el caso de películas delgadas y finalmente d) de tres dimensiones, en que a los sólidos tridimensionales están formados por unidades nanométricas (Gutiérrez, 2001).

FAST-ACT® First Applied Sorben Treatment- Against Chemical Threats (Primer Sistema de Contención Absorbente Contra Amenazas Químicas) es un producto que cuenta con una formulación no tóxica de nanomateriales efectivos para la neutralización de un amplio rango de químicos tóxicos y con la capacidad añadida de destruir agentes químicos. La formulación de FAST-ACT® es no inflamable, no corrosiva y puede ser aplicado de manera segura sobre cualquier derrame líquido o emisión gaseosa activando sistemas de respuesta ante emergencias para el uso de una tecnología que puede actuar ante riesgos químicos conocidos o desconocidos. Ya que el polvo seco absorbe el derrame y es efectivo ante emergencias líquidas y de vapores al contacto, el manejo del incidente así como el tiempo de limpieza se reduce. FAST-ACT® absorbe un amplio rango de compuestos orgánicos como alcoholes, aldehídos, compuestos orgánicos clorados y petroquímicos. La eficacia de FAST-ACT® en contra de un amplio rango de de peligros químicos se debe a su gran área superficial, alta porosidad, tamaño pequeño de los cristales que lo forman, sitios activos y estructura química alterada de sus

componentes. FAST-ACT® cuenta con dos componentes en forma de polvo seco: Dióxido de Titanio (TiO_2) y Oxido de Magnesio (MgO). Al contrastar con las versiones comerciales de dióxido de titanio y oxido de magnesio, estos materiales son manufacturados usando procesos únicos que permiten el aumento de sus propiedades físicas.

Desde su inicio el fabricante, NanoScale Corporation, ha conducido investigación y desarrollo de nanopartículas reactivas y tecnologías relacionadas con ellas; *“El incremento del área superficial, morfología única, grupos funcionales adicionales en la superficie, amplia porosidad, tamaño del cristal pequeño y estado electrónico del nanomaterial, aumentan de manera importante la reactividad de nuestros productos. Las nanopartículas no solamente adsorben compuestos tóxicos, sino que los descomponen químicamente de manera irreversible, lo que inhibe cualquier posibilidad de desorción de los agentes capturados. Además, los productos de esta descomposición son menos tóxicos o no tóxicos y típicamente se encuentran en forma sólida y fácil de desechar”* (Nano Tecnología México S.A de C.V)

1.9.1 Aplicación de los nanomateriales sobre agua y medio ambiente

La aplicación de la nanotecnología en la remediación ambiental combina la ingeniería de procesos, flujos en medios porosos e impacto ambiental entre otras áreas de estudio. Entre las aplicaciones de la nanotecnología en soluciones ambientales, la recuperación de suelos y aguas freáticas contaminadas es un campo en el cual el empleo de nanopartículas de hierro cero covalente (nanoFe^0) es una posibilidad tecnológica que ha sido objeto de estudios a nivel básica aplicada y ensayos a nivel piloto. En particular, la nanotecnología juega un rol importante para desarrollar mejores métodos tanto para la destrucción de sustancias contaminantes refractarias como para la detección y descontaminación de agentes biológicos malignos (Miranda, 2009).

1.9.2 Adsorción en nanomateriales

La adsorción es el proceso mediante el cual un sólido poroso (a nivel microscópico) es capaz de retener partículas en su superficie tras entrar en contacto con éste. El adsorbente dispone de nanoporos, lo que se conoce como centros activos, en los que las fuerzas de enlace entre los átomos no están saturadas. Estos centros activos admiten que se instalen moléculas de naturaleza distinta a la suya, procedentes de un gas en contacto con su superficie. La adsorción es un proceso exotérmico y se produce por tanto de manera espontánea si el adsorbente no se encuentra saturado. Este fenómeno tiene lugar cuando se coloca dicha superficie en contacto con una solución. Una capa de moléculas de soluto se acumula en la superficie del sólido debido al desequilibrio de las fuerzas superficiales.

En el interior del sólido, las moléculas están rodeadas totalmente por moléculas similares y por lo tanto sujetas a fuerzas equilibradas. Las moléculas en la superficie están sometidas a fuerzas no equilibradas. Debido a que estas fuerzas residuales son suficientemente elevadas pueden atrapar moléculas de un soluto que se halle en contacto con el sólido. Este fenómeno se denomina adsorción física o de Van der Waals. El sólido se denomina adsorbente y el soluto a adsorberse se denomina adsorbato. La capacidad de adsorción es función de la superficie total de adsorbente, ya que cuanto mayor sea esta superficie se dispone de mayor número de fuerzas residuales no equilibradas para la adsorción (Ramalho, 1996).

1.9.3 Generalidades del dióxido de titanio

El dióxido de titanio (TiO_2) es uno de los semiconductores más investigados dentro de los procesos de oxidación avanzada, debido a que este posee propiedades fotoconductoras y fotocatalíticas que lo presentan como uno de los óxidos de mayor impacto en la degradación de azo-colorantes, oxidación de compuestos orgánicos volátiles (COV's) y degradación de compuestos orgánicos clorados, entre otros. Además de sus propiedades fotoconductoras, sus características texturales y estructurales, en conjunto con su cristalinidad,

desempeñan un papel importante dentro de cualquier proceso catalítico. Aparentemente la eficiencia de las reacciones fotocatalíticas son inducidas por una deseable área específica, y en el caso del TiO_2 por su fase anatasa estabilizada. Se especula que soportes mesoporosos del tipo TiO_2 pueden ser candidatos prometedores para el campo de la fotocatalisis debido a su alta área específica y a la conveniente transferencia de masa que pudiera darse dentro de sus mesoporos. Sin embargo, estos materiales son comúnmente preparados mediante el uso de surfactantes-templantes (compuestos orgánicos de cadena larga), los cuales, al ser removidos por tratamiento térmico, causan el colapsamiento de la estructura porosa del material en la mayoría de los casos (Hernández, et al., 2008).

1.9.3.1 Uso del TiO_2 como fotocatalizador

Se ha demostrado que el TiO_2 es el material semiconductor más resistente a la corrosión química y a la fotocorrosión. Es, asimismo, un material seguro y de bajo costo. Además, este semiconductor tiene un interés especial, ya que, debido a sus características propias, puede aprovechar los rayos ultravioleta naturales. A pesar de que la parte del espectro solar que se aprovecha en el proceso de fotocatalisis con TiO_2 es pequeño, este recurso natural es tan abundante y económico que, aun así, merece la pena utilizarlo. Al contrario que otras partículas semiconductoras que hacen uso de fracciones más grandes del espectro solar, el TiO_2 no se degrada en los ciclos catalíticos repetidos de los que constan las fotocatalisis heterogéneas. Por estas razones, las suspensiones irradiadas de TiO_2 son el proceso más prometedor que existe para llevar a cabo la degradación de contaminantes orgánicos presentes en las aguas residuales.

1.9.3.2 Adsorción sobre dióxido de titanio

La adsorción es el proceso de acumular sustancias que están en solución sobre una superficie adecuada, es una operación de transferencia de masa en la cual un constituyente en la fase líquida o gaseosa es transferido a la fase sólida. El adsorbato es la sustancia que se remueve de la fase líquida o

gaseosa a la interfase, mientras que el adsorbente es la fase sólida o líquida sobre la cual el adsorbato se acumula. Dos características importantes del adsorbente sólido son: a) su relación área superficial a volumen extremadamente grande, b) y su afinidad preferencial por ciertos constituyentes en la fase líquida.

Gil en el 2002, utilizó TiO_2 como catalizador en forma acuosa en suspensión en un reactor tubular, para la fotodegradación del fenol en donde se disminuyó la concentración de fenol a un 95% a partir de una concentración de 1000 mg/L, demostrando que es posible alcanzar un alto grado de mineralización del fenol en medio acuoso utilizando procesos de degradación fotocatalítica mediante TiO_2 .

CAPÍTULO 2. METODOLOGÍA

2.1 Pruebas preliminares

2.1.1 Preparación de la solución sintética

En este trabajo de investigación se utilizaron sistemas de biofiltración empacados con material orgánico, en el cual se depositó y se formó un consorcio de bacterias, que permitieron la degradación del contaminante. Para el desarrollo y supervivencia de los microorganismos es necesario la presencia de diferentes nutrientes, así como una fuente de carbono y energía.

En este desarrollo experimental se utilizó una solución sintética, que contiene el contaminante seleccionado (770 mg/L de fenol, concentración máxima experimentada), macronutrientes y micronutrientes y una fuente de carbono y energía extra. De acuerdo con Vacca, et al., 2008; Valera, et al., 2005 y Razo, et al., 2003, la solución se preparó como se presenta en la Tabla 2.1.

Tabla 2.1 Composición nutricional de la solución sintética

Compuesto	Concentración (mg/L)	mg/mg fenol
Fuente de Carbono		
Sacarosa	1000	1.38
Macronutrientes		
NH ₄ Cl	335	0.435
K ₂ HPO ₄	70	0.090
Micronutrientes		
H ₃ BO ₃	0.1	1.38x10 ⁻⁴
MnCl ₂ .4H ₂ O	1	1.38x10 ⁻³
CoCl ₂ .6H ₂ O	4	5.55x10 ⁻⁴
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0.1	1.38x10 ⁻⁴
CuSO ₄ .5H ₂ O	0.076	9.87x10 ⁻⁵
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	0.328	4.25x10 ⁻⁴
MgSO ₄ .7H ₂ O	200	0.259

Haciendo un análisis cuantitativo se tiene que 144 g/mol corresponden al carbono presente en la molécula de sacarosa (C₁₂H₂₂O₁₁), la cual tiene un peso molecular (P.M) de 342.2 g/mol y al utilizar 1 gr de sacarosa, 0.42 g

corresponden al carbono, para determinar la relación de carbono se supone que 0.42 g será el 100%. De igual manera se realiza el cálculo para el nitrógeno, 14 g/mol corresponden al nitrógeno presente en la molécula de NH_4Cl que presenta un P.M=53g/mol, y al utilizar 0.335 g de NH_4Cl 0.08 g corresponden a la molécula de nitrógeno. Para la aportación de fósforo se utilizó el fosfato de potasio bibásico (K_2HPO_4) que tiene un P.M=173.97 g/mol de la cual 30.97 g/mol corresponden a la molécula de fósforo, por lo tanto, utilizando 0.07 g de K_2HPO_4 0.012 g corresponden al fósforo. De manera que se tiene una relación de 100:20:3 de C:N:P.

2.1.2 Determinación de la dosis óptima de nanomaterial

Se utilizaron pruebas de jarras en forma preliminar para determinar la cantidad de nanomaterial a emplear en los sistemas de biofiltración. La prueba constó de 6 jarras con un volumen de 1L, a una agitación constante de 120 rpm con diferentes tiempos de mezclado (30, 60 y 90 minutos). Se utilizó una concentración de 250 mg/L de fenol y la adición de nutrientes mencionados en la Tabla 2.1. La concentración de nanomaterial empleada fue de: 0.3, 0.6, 0.9, 1.2 y 1.5 g/L (Miranda, 2009). Posteriormente se analizó DQO y Fenol.

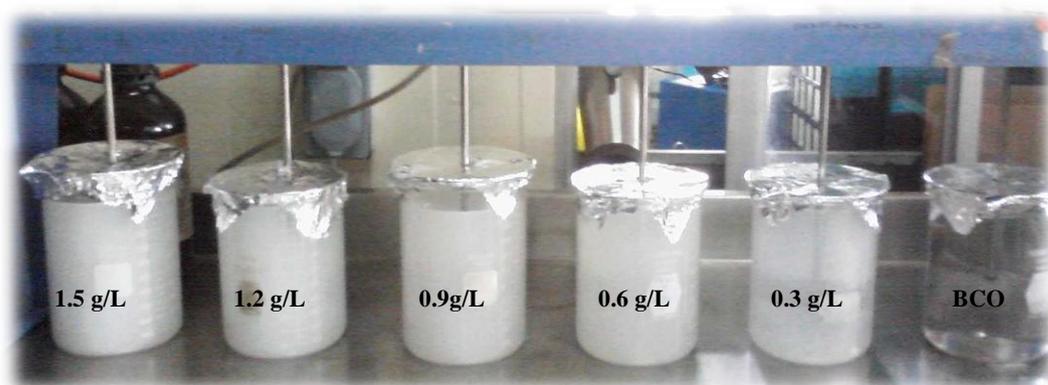


Figura 2.1 Prueba de jarras

2.2 Configuración de los sistemas de biofiltración

Se utilizaron 4 reactores cilíndricos de acrílico con una capacidad de 1 L aproximadamente, ($d=7\text{cm}$ y $h=24\text{cm}$) para las pruebas preliminares y una bomba peristáltica Cole Parmer Master Flex® L/S modelo 7554-80 para bombear la solución problema. Posteriormente se utilizaron 3 reactores cilíndricos de acrílico con una capacidad de 3.5 L ($d=9\text{ cm}$ y $h=61\text{ cm}$) para pruebas experimentales utilizando una bomba peristáltica Cole Palmer Instrument Co, modelo 7553-70 para bombear la solución con el contaminante.



Figura 2.2 Biofiltros de volumen de 1 L



Figura 2.3 Biofiltros con volumen de 3.5 L

2.2.1 Empaque de los biofiltros

De acuerdo a los resultados obtenidos en las pruebas preliminares, los biofiltros fueron empacados con un material orgánico (turba) y la adición de un nanomaterial ($\text{TiO}_2 + \text{MgO}$) a diferente concentración: 0.3, 0.6 y 0.9 g/L, y un testigo que únicamente se empacó con turba.

El material orgánico está compuesto por turba la cual fue humedecida al 70% aproximadamente antes de empacar los biofiltros, esta humidificación da una cierta estructura a la turba, que se expande y ayuda a la colonización de los microorganismos (Estrada y García, 2004)

El empaque de los biofiltros está constituido por dos capas: una inferior de piedras para construcción (grava), que sirve de soporte y retén para la capa intermedia constituida por medio filtrante. El influente es introducido por goteo en la parte superior del biofiltro y es infiltrado lentamente sobre la cama de turba la cual permite la depuración del contaminante; finalmente el agua tratada sale por la parte inferior.

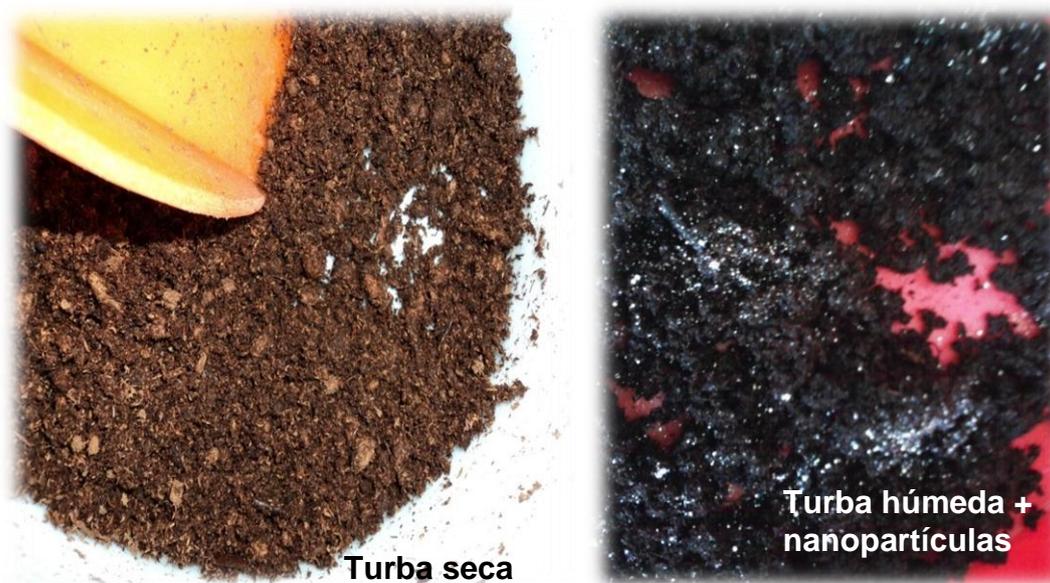


Figura 2.4 Empaque de los biofiltros

2.3 Determinación de la hidrodinámica de los biofiltros

La determinación del comportamiento hidrodinámico de los biofiltros se basó en las pruebas de vaciado y tiene como objetivo obtener una fórmula que describe el comportamiento hidrodinámico del biofiltro, a partir de la cual se pudo calcular el tiempo de retención hidráulico (TRH) en los biofiltros (Garzón, et al., 2003)

2.3.1 Metodología de las pruebas de vaciado (Ver Anexo I)

- Se pesaron las columnas de acrílico (biofiltros) vacías. Se colocó grava en los biofiltros y se pesaron. Después se agregó el medio filtrante húmedo y se pesaron nuevamente las columnas.
- Se llenaron los biofiltros hasta el nivel de la grava, se vaciaron y se midió el agua, esto nos indicó el volumen de los espacios vacíos que se encuentran en la grava.
- Cada biofiltro (BF) se llenó por el fondo con agua hasta que el medio filtrante estuviera completamente inmerso, el llenado se realizó lentamente para prevenir la expansión del mismo y la formación de burbujas de aire. Se dejó reposar toda la noche.
- Posteriormente se vació la columna, se observó que el nivel de la turba bajó por lo que se adicionó más material. Nuevamente se llenaron con agua y se comenzaron las pruebas de vaciado. La duración de esta prueba fue de 1200 minutos y se hizo por triplicado para cada columna. El volumen de agua que se encontraba en los BF fue vaciado y se midió el volumen acumulado en varios intervalos de tiempo (1, 2, 4, 15, 30, 60, 180, 240, 420 y 1200 minutos).
- Después de las tres pruebas de vaciado se extrajeron muestras del MF de la parte alta, media y baja de los BF y se determinó el contenido de agua haciendo un promedio de las tres muestras de cada BF.

- Con los resultados se calculó 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).

2.3.2 Determinación de los espacios vacíos de los biofiltros

Para determinar el volumen de los espacios vacíos, se graficó el volumen acumulado utilizando el volumen de agua obtenido de las pruebas de vaciado de cada intervalo de tiempo, contra el caudal de salida (Q) de cada biofiltro calculado mediante la ecuación (1).

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

La Figura 2.5 representa el comportamiento de la curva teórica del volumen de espacios vacíos, graficando el volumen acumulado contra el caudal de salida.

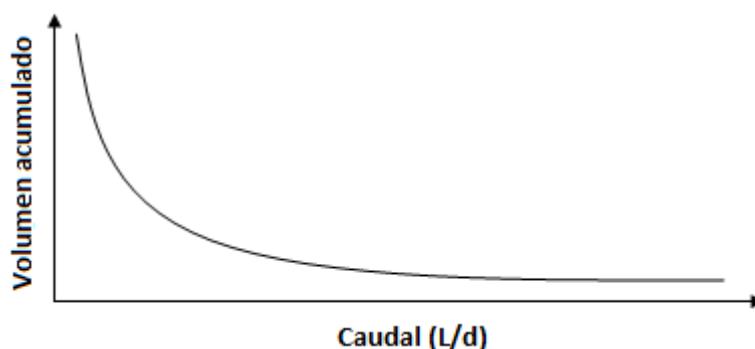


Figura 2.5 Curva teórica de espacios vacíos

Se obtiene la ecuación del gráfico, la cual permite conocer el volumen correspondiente a los espacios vacíos en el biofiltro.

2.3.3 Determinación de la carga hidráulica

La carga hidráulica se usa para describir la tasa de flujo del volumen de líquido (caudal) aplicado al medio filtrante por el área ocupada por el mismo. Se obtiene la carga hidráulica utilizando la ecuación (2).

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

Donde:

Carga hidráulica ($\text{m}^3/\text{m}^2\text{d}$)

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

VMF= volumen del medio filtrante (m^3)

2.3.4 Determinación del tiempo de retención hidráulico (TRH)

Para determinar el TRH, es necesario realizar las pruebas de vaciado de los biofiltros. Se tiene la ecuación (3).

$$\text{TRH} = V_t / Q \quad (3)$$

Donde:

TRH= tiempo de retención hidráulico (días)

V_t = Volumen total de agua residual en tratamiento (volumen correspondiente a la porosidad - volumen de espacios vacíos)

Q= Caudal ($\text{m}^3/\text{día}$)

2.4 Operación de los sistemas de biofiltración

Una vez realizadas las pruebas hidrodinámicas de los biofiltros, se inició la operación de los mismos, se trabajó con un caudal en la entrada $Q = 1 \text{ L/d}$ para los cuatro sistemas con un volumen de 1L y un caudal $Q = 2.5 \text{ L/d}$ para los biofiltros de un volumen de 3.5 L. El estudio realizado consistió en dos etapas experimentales y para evaluar el funcionamiento de los sistemas se midieron parámetros de campo (pH, temperatura y conductividad), DQO y Fenoles.

2.4.1 Etapa 1. Formación de la biomasa en el medio filtrante

En esta etapa, los biofiltros se alimentaron con agua residual municipal proveniente de la planta de tratamientos de agua del IMTA, esto con el fin de permitir la colonización de los microorganismos en el medio filtrante, midiendo

DQO como parámetro inmediato para observar la remoción de materia orgánica.

2.4.2 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa. Pruebas en biofiltros de 1L

Durante esta etapa los biofiltros se alimentaron con la solución sintética y se inició con una concentración de fenol de 20 mg/L. De acuerdo con los resultados observados en la remoción de materia orgánica y de fenol, se incrementó la concentración de fenol. Se llevaron a cabo diferentes periodos durante esta etapa, donde la concentración fue aumentando de acuerdo con los resultados obtenidos. Las concentraciones de fenol que se trabajaron en estos sistemas de biofiltración fueron de: 20, 50, 100, 145, 203, 257, 563 y 770 mg/L. Se determinó fenol al inicio y al final de cada periodo, los cuales tuvieron una duración de entre 7 y 15 días. Sin embargo, cuando se dosificó la concentración de 770 mg/L de fenol, las eficiencias de remoción disminuyeron, por lo que se decidió disminuir la concentración a 532 mg/L, para permitir nuevamente la aclimatación de los microorganismos y conforme se mostraron buenos resultados se aumentó la concentración a 570 y posteriormente a 672 mg/L de fenol.

2.5 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa. Pruebas en biofiltros de 3.5 L

De acuerdo con los resultados obtenidos en las pruebas con los biofiltros de 1 L, se decidió utilizar biofiltros de mayor volumen, y las concentraciones de nanomaterial que se utilizaron fueron de 0.3 y 0.9 g/L, así como un testigo el cual únicamente fue empacado con turba. Las concentraciones con las que se trabajaron en estos biofiltros fueron de 257, 563 y 770 mg/L. Cuando se utilizó esta última concentración de fenol (770 mg/L) tanto los biofiltros de 1 L como los de 3.5 L, fueron alimentados en paralelo y se observó el mismo comportamiento en la disminución de remoción, por lo que, de igual manera se disminuyó la concentración de fenol a 532 mg/L y posteriormente se aumentó a 570, 612, 656 y finalmente a 720 mg/L.

2.6 Determinación de la capacidad de adsorción de cada material

Se realizaron pruebas utilizando 4 pequeñas columnas (Figura 2.6) para saber la capacidad de adsorción de cada material con el que se empacaron todos los sistemas de biofiltración y se empacaron como se describe a continuación: 1) turba, 2) $\text{TiO}_2 + \text{MgO}$, 3) TiO_2 y finalmente 4) MgO . Las columnas se empacaron con 1 g de cada material y se alimentaron con agua conteniendo únicamente fenol a una concentración de 630 mg/L con un caudal de 0.4 ml/min que corresponde a 0.6 L/d aproximadamente.



Figura 2.6 Columnas de adsorción

2.7 Determinación de fenol retenido en el medio de empaque utilizado en los sistemas de biofiltración

Una vez terminadas las pruebas experimentales se prosiguió a desempacar los sistemas de biofiltración, se extrajeron muestras de los empaques de cada biofiltro tanto de los de 1 L como de los de 3.5 L, y se llevaron a cabo análisis para determinar la concentración de fenol que estaba retenido en el material de empaque en caso de ser así.

Para el análisis de fenol se pesaron 20 g de material de empaque de cada biofiltro, y se colocaron en un matraz con 500 ml de agua deionizada y posteriormente se llevó a cabo la destilación de la muestra (Figura 2.7).



Figura 2.7 Análisis de fenol en la turba

2.8 Métodos de análisis

En la Tabla 2.2 se enlistan los parámetros, métodos y equipos usados en el seguimiento del proceso. Los análisis de la demanda química de oxígeno (DQO) se realizaron de acuerdo con las técnicas publicadas en los métodos estándar (APHA, 2005).

Tabla 2.2 Métodos de análisis

Parámetro	Método de Análisis	Equipo
Temperatura pH	Potenciométrico	Potenciómetro HACH sens 10n150
Fenol	Espectrofotométrico NMX-AA-050-SCFI-2001	Espectrofotómetro HP
Demanda Química de Oxígeno (DQO)	Espectrofotométrico	Espectrofotómetro HACH DR/2400
Nitritos (NO_2^-)	Espectrofotométrico	Espectrofotómetro HACH DR/2400
Nitratos (NO_3^-)	Espectrofotométrico	Espectrofotómetro HACH DR/2400
Nitrógeno amoniacal (N-NH_4)	Espectrofotométrico	Espectrofotómetro HACH DR/2400
Toxicidad	Luminiscencia NMX-AA-112-1995-SCFI	Luminómetro MICROTOX M500 Analyzer
Carbono Orgánico Total (COT)	Espectrofotométrico	Analizador infrarrojo SHIMADZU TOC- 5050A

2.8.1 Determinación de fenol

La concentración de Fenol fue determinada mediante el método de extracción con cloroformo. Este método es aplicable para cuantificar fenoles totales en aguas de origen natural, potable, residual y residual tratada. (NMX-AA-050-SCFI-2001).

Para la destilación de las muestras de fenol, se utilizan 500 ml de muestra y se ajusta el pH a 4 ± 0.1 con hidróxido de sodio (NaOH) o ácido sulfúrico (H_2SO_4) según sea el caso, se colectan los primeros 50 ml de destilado (cabezas), y se sigue destilando hasta obtener los 450 ml restantes, se agregan 50 ml de agua caliente y se continua la destilación hasta obtener los 500 ml (Figura 2.8 y 2.9).



Figura 2.8 Montaje del sistema de destilación



Figura 2.9 Destilación de las muestras de fenol

Los compuestos fenólicos destilados reaccionan con la 4 aminoantipirina a un pH de 10 ± 0.1 en presencia de ferricianuro de potasio para formar compuestos que van de un color amarillo intenso a rojo (Figura 2.10) los cuales son extraídos de la solución acuosa con cloroformo CHCl_3 (Figura 2.11 y 2.12), midiendo su absorbancia a una longitud de onda de 460 nm. Básicamente determina fenoles orto y meta sustituidos y fenoles con grupos: carboxilo, halógeno, metoxilo o ácido sulfónico en posición para (NMX-050-SCFI-2001).

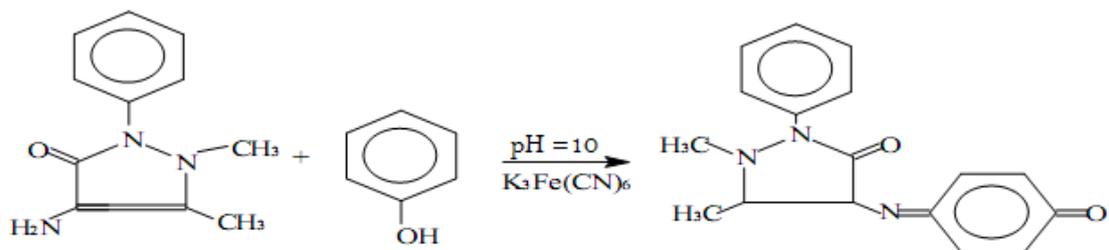


Figura 2.10 Reacción de la 4-aminoantipirina con el fenol

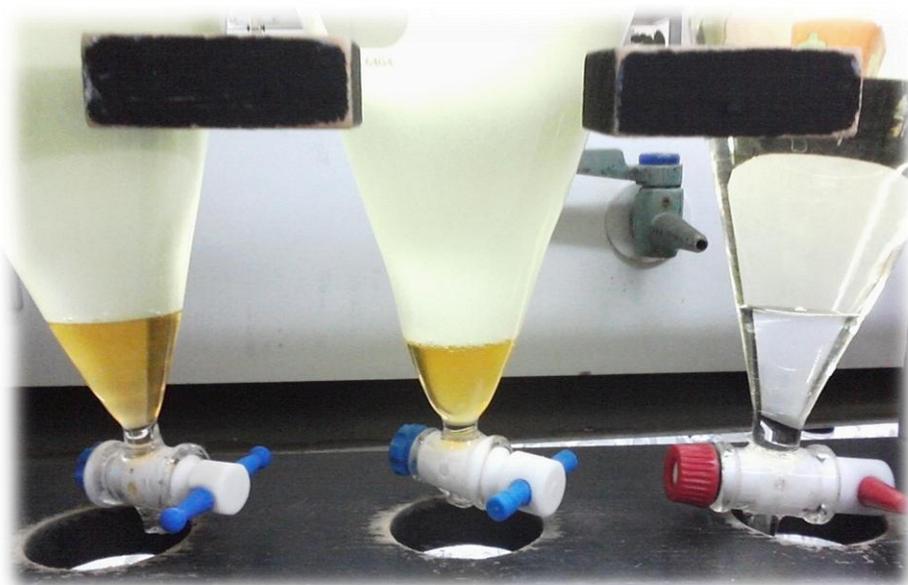


Figura 2.11 Extracción de fenol con cloroformo



Figura 2.12 Filtración del extracto de cloroformo

2.8.2 Pruebas de toxicidad

También denominadas bioensayos o ensayos de toxicidad, los cuales consisten en la exposición de organismos vivos a soluciones preparadas o muestras naturales con el fin de evaluar en ellas la presencia de algún compuesto tóxico a través de alteraciones de la vitalidad o funcionamiento metabólico de los organismos de prueba (Figura 2.13)

Las pruebas toxicológicas se basaron en la norma NMX-AA-112-1995-SCFI, la cual establece el método para determinar la calidad del agua, lixiviados y sedimentos mediante pruebas de toxicidad aguda utilizando a la bacteria bioluminiscente marina *Vibrio fischeri*. Esta Norma Mexicana es aplicable para la evaluación de toxicidad aguda en cuerpos de agua dulce, salobre y/o marina, así como aguas residuales industriales, agrícolas o municipales, sustancias puras o combinadas, lixiviados y sedimentos.

Vibrio fischeri es la bacteria marina bioluminiscente (emite luz como resultado de su actividad bioquímica), con forma bacilar, Gram-negativa, anaerobia facultativa, halofílica, la cual posee un flagelo en uno de los polos (monotrico).

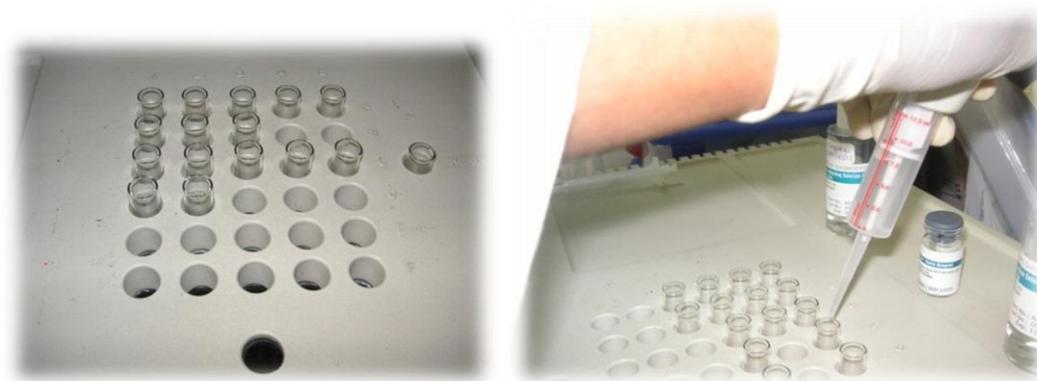


Figura 2.13 Análisis de toxicidad

2.8.3 Determinación de carbono orgánico total (COT)

Para la determinación del carbono orgánico total en cada una de las muestras se utilizó un analizador marca SHIMADZU modelo TOC 5050A (Figura 2.14). En este equipo se realiza la oxidación total de los componentes orgánicos a dióxido de carbono y vapor de agua. En el analizador la muestra en solución acuosa es introducida a un horno precalentado a 680 °C en un ambiente de oxígeno. Mientras que el agua es evaporada y removida del sistema, el CO₂ es enviado a un detector infrarrojo para su cuantificación. De acuerdo con la espectroscopía vibracional en la región infrarroja, el contenido de carbón orgánico total presente en la muestra es directamente proporcional a la cantidad de luz absorbida por el CO₂.



Figura 2.14 Equipo para la medición de COT

2.9 Identificación de Enterobacterias en el medio de empaque

En este trabajo de investigación se llevó a cabo la identificación de enterobacterias que se pudieran encontrar en el medio de empaque utilizado en los biofiltros para la remoción de fenol.

Para el crecimiento de las enterobacterias se utilizó un medio líquido, el cual es utilizado para obtener una suspensión bacteriana de una determinada concentración, los caldos que se utilizaron fueron: caldo nutritivo, caldo selenito-cistina y el caldo tetrionato (Figura 2.15).

El caldo nutritivo es utilizado para el cultivo de una amplia variedad de microorganismos. A principios de 1900 la APHA sugirió esta formulación como un medio de cultivo estándar para el análisis de agua. En este medio el extracto de carne y la peptona aportan la fuente de nitrógeno, vitaminas y carbono.

El caldo tetrionato es un medio de cultivo utilizado para el enriquecimiento selectivo de *Salmonella spp.* Este medio contiene peptona que provee los nutrientes necesarios para el desarrollo bacteriano y carbonato de sodio que neutraliza y absorbe metabolitos tóxicos. La selectividad está dada por la presencia de tiosulfato de sodio, tetrionato (generado en el medio por el agregado de la solución iodo-iodurada) y sales biliares, los cuales permiten el desarrollo de bacterias que contienen la enzima tetrionato reductasa como puede ser la *Salmonella spp.* e inhiben el desarrollo de la flora acompañante como bacterias Gram positivas y resto de enterobacterias.

El caldo selenito cistina es un medio utilizado para el enriquecimiento selectivo de *Salmonella spp.* En el medio de cultivo, la peptona aporta los nutrientes necesarios para el desarrollo bacteriano. La lactosa es el hidrato de carbono fermentable, el selenito de sodio inhibe flora Gram positiva y la mayoría de la flora entérica excepto *Salmonella spp.* La l-cistina es el agente reductor y fue propuesta por la FDA para el aislamiento de *Salmonella* en productos alimenticios incrementando la recuperación por reducción de la toxicidad del selenito. El selenito inhibe el crecimiento de coliformes y enterococos en las

primeras 12 horas de incubación mientras que *Proteus* y *Salmonella* no son inhibidos. Para esta prueba se utilizó 30 ml de caldo y 1 gr de la muestra de turba para permitir el crecimiento bacteriano se incubaron a 35°C durante 24 horas.



Figura 2.15 Muestra de turba y caldos para el crecimiento de la biomasa

Posteriormente, se utilizaron agares selectivos para favorecer el crecimiento de ciertas bacterias contenidas en una población polimicrobiana. El fundamento de estos medios consiste en facilitar nutricionalmente el crecimiento de una población microbiana específica (Figura 2.16).

En esta prueba se utilizó el agar *Salmonella-Shigella*, este es un medio de cultivo selectivo y diferencial. La selectividad, está dada por la sales biliares y el verde brillante, que inhiben el desarrollo de bacterias Gram positivas, de la mayoría de los coliformes y el desarrollo invasor del *Proteus* spp. Es diferencial debido a la fermentación de la lactosa, y a la formación de ácido sulfhídrico a partir del tiosulfato de sodio. Los pocos microorganismos fermentadores de lactosa capaces de desarrollar, acidifican el medio haciendo virar al rojo el indicador de pH, obteniéndose colonias rosadas o rojas sobre un fondo rojizo. *Salmonella*, *Shigella* y otros microorganismos no fermentadores de lactosa,

crecen bien en el medio de cultivo, y producen colonias transparentes. La producción de ácido sulfhídrico se evidencia como colonias con centro negro debido a la formación de sulfuro de hierro.

El agar EMB (eosina, azul de metileno, “eosin-methylen blue”, Agar de Levine) este es un medio diferencial y selectivo para aislar y detectar enterobacterias en muestras mixtas. Los colorantes de anilina (eosina y azul de metileno) inhiben el desarrollo de bacterias Gram positivas y a las Gram negativas existentes. También se combinan precipitando a pH ácido, actuando como indicadores de producción de ácidos. El medio incluye lactosa, lo que permite la diferenciación de los fermentadores de lactosa de los no fermentadores. Los fermentadores fuertes de lactosa, sobre todo *Escherichia coli*, producen colonias de color negro verdoso con brillo metálico. Los productores más débiles de ácidos forman colonias de color violeta, los no fermentadores de lactosa forman colonias transparentes.

Otro agar utilizado en esta prueba fue el agar McConkey, es un medio selectivo y diferencial utilizado para la recuperación de enterobacterias y bacilos Gram negativos entéricos relacionados. Contiene sales biliares y cristal violeta que inhiben el desarrollo de bacterias Gram positivas y de algunas Gram negativas exigentes. La lactosa es la única fuente de carbono. El indicador es el rojo neutro. Las bacterias fermentadoras de lactosa forman colonias de diferentes tonos de rojo. Los fermentadores fuertes de lactosa pueden provocar la precipitación de las sales biliares por la gran cantidad de ácidos formados, lo que se observa fácilmente en el medio por la aparición de zonas opacas alrededor de las colonias. Las bacterias que no fermentan la lactosa forman colonias incoloras o transparentes.

También se utilizó en esta prueba el agar XLD (xilosina, lisina desoxicolato) este medio es diferencial y selectivo para *Salmonella* y *Shigella*. Las sales biliares inhiben a muchas enterobacterias y microorganismos Gram positivos. El indicador rojo fenol permite la diferenciación de los no fermentadores de lactosa (*Salmonella* y *Shigella*) como colonias incoloras (rosa pálido). El citrato

de hierro y amonio permite la visualización de microorganismos productores de sulfhídrico como colonias con centros negros. Los microorganismos que fermentan los carbohidratos del medio (xilosa, lactosa y sacarosa) dan lugar a colonias amarillas.

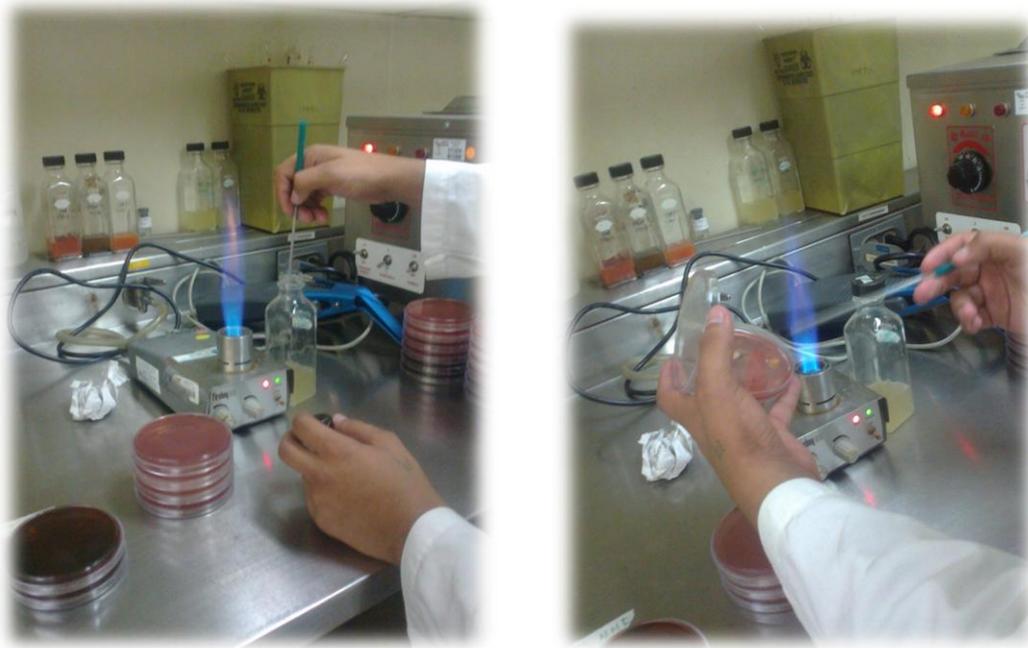


Figura 2.16 Agares selectivos

Se utilizó una muestra de la colonia de microorganismos que crecieron en los caldos y se sembraron en los diferentes agares mencionados para permitir la selección de los mismos. Se incubaron a 35°C durante 24 horas y se observó el crecimiento y la separación de las colonias microbianas. Se extrajo una muestra con una asita y se resembró en un agar BHI que permite obtener una gran cantidad de células a partir de un microorganismo aislado.

El medio de infusión cerebro corazón es utilizado para el cultivo de microorganismos como estreptococos, neumococos y meningococos. Este medio también es conocido como BHI por sus siglas en inglés. En este medio la infusión de carne, corazón y de cerebro de ternera así como la peptona provee la fuente de carbono, nitrógeno, sulfuro y vitaminas. La dextrosa actúa como fuente de energía. El cloruro de sodio mantiene el balance osmótico del medio. El fosfato disódico actúa como amortiguador (Figura 2.17).



Figura 2.17 Agar BHI

Posteriormente, se realizó la prueba de oxidasa que está basada en la producción bacteriana de una enzima OXIDASA. Esta reacción de la oxidasa se debe a la presencia de un sistema CITOCROMOOXIDASA que activa la oxidación de citocromo reducido por el oxígeno molecular que a su vez actúa como aceptor de electrones en la etapa terminal del sistema de transferencia de electrones (Figura 2.18).



Figura 2.18 Prueba de Oxidasa

Finalmente se utilizó la prueba API. La galería del sistema API20E se compone de 20 microtubos que contienen los sustratos deshidratados. Los microtubos se inoculan con una suspensión bacteriana que reconstituye las pruebas. Las reacciones producidas durante el periodo de incubación se traducen en cambios de color espontáneos o revelados mediante la adición de reactivos. La lectura de estas reacciones se lleva a cabo utilizando una tabla de lectura y la identificación se obtiene con la ayuda del catalogo analítico de identificación (Figura 2.19).



Figura 2.19 Galería del sistema API20E

La lectura de los resultados se lleva a cabo por comparación de los colores de cada pocillo y anotando el resultado como positivo o negativo. Del conjunto de reacciones y resultados se obtiene un perfil numérico de 7 cifras, con este código se busca en la tabla de identificación la especie de que se trata (Figura 2.20).

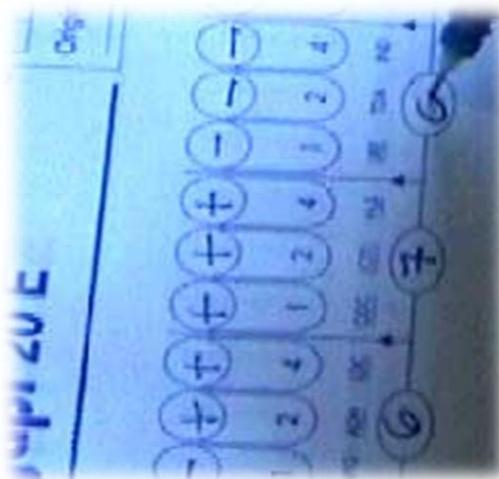


Figura 2.20 Codificación de perfiles

2.10 Análisis Estadístico

Con el propósito de determinar el mejor sistema de biofiltración evaluando el comportamiento de la DQO en los efluentes durante la Etapa 2, se realizaron los ensayos experimentales, en los cuales se utilizó el diseño de experimentos completamente al azar donde el análisis estadístico se realizó por medio del Software Statgraphics. El análisis estadístico se hizo planteando un diseño completamente al azar (DCA) con la concentración de nanopartículas utilizadas en el empaque de los biofiltros como factor (variable de entrada) y la disminución de la DQO (porcentaje) como variable de salida. Se realizó el análisis estadístico para los biofiltros de $V=1$ L donde se tienen 4 tratamientos, con el objetivo de verificar si existen diferencias estadísticamente significativas entre cada uno de ellos. Y para los sistemas de 3.5 L se realizaron 3 tratamientos. Se plantearon las hipótesis nula (H_0) y alterna (H_a). (Ver Anexo 3)

H_0 : existe diferencia estadísticamente significativa entre cada uno de los biofiltros

H_a : no existen diferencias estadísticamente significativas entre cada uno de los biofiltros.

CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo se presentan los resultados de la remoción de fenol, mediante el uso de sistemas de biofiltración empacados con turba y la mezcla de un nanomaterial (MgO + TiO₂).

3.1 Determinación de la dosis de nanomaterial

Como pruebas preliminares, se determinó la dosis de nanomaterial que se utilizó como parte del empaque de los biofiltros mediante el uso de pruebas de jarras. Se utilizaron concentraciones de 0.3, 0.6, 0.9, 1.2 y 1.5 g/L de nanomaterial, con una agitación constante de 120 rpm y tres diferentes tiempos de mezclado 30, 60 y 90 minutos

La Figura 3.1 muestra el comportamiento del fenol utilizando diferentes concentraciones de nanomaterial (0.3, 0.6, 0.9, 1.2 y 1.5 g/L) a diferentes tiempos de mezclado y una concentración inicial de fenol de 250 mg/L. El mayor porcentaje de remoción alcanzado fue utilizando una concentración de nanomaterial de 0.6 g/L a un tiempo de mezclado de 30 minutos, que fue del 27.7 %. El grafico presenta un comportamiento negativo al usar 0.9, 1.2 y 1.5 g/L de nanomaterial en un tiempo de mezclado de 60 minutos, esto pudo deberse al arrastre del compuesto por lo que la concentración de fenol aumentó. De acuerdo a estos resultados se empacaron los sistemas de biofiltración.

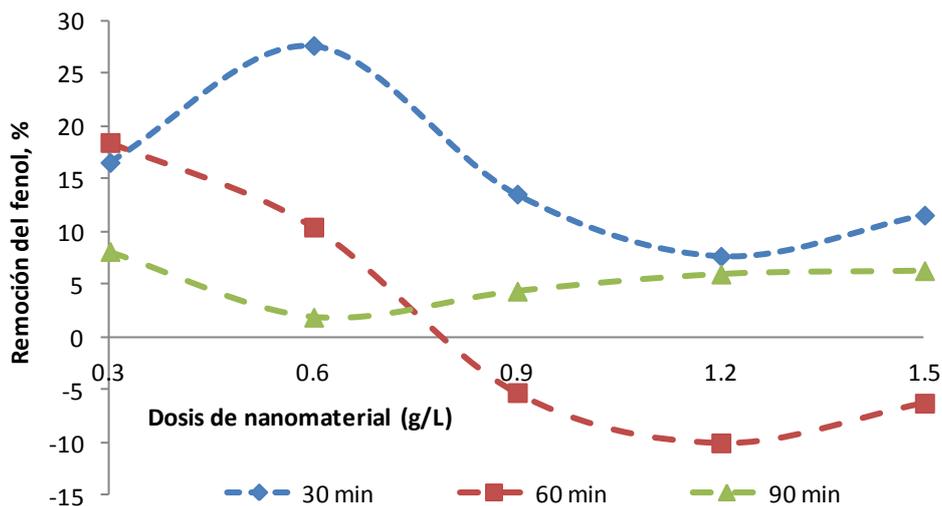


Figura 3.1 Resultados de la prueba de jarras

3.2 Pruebas en biofiltros V = 1 L

De acuerdo con los resultados obtenidos en las pruebas de jarras, se usaron 4 biofiltros con un volumen de 1 L aproximadamente, se utilizó este volumen como pruebas preliminares antes de usar un volumen mayor, y se empacaron como se describe a continuación: un testigo con turba únicamente (**BF1**), turba más 0.3 g/L de nanomaterial (**BF2**), turba y 0.6 g/L de nanomaterial (**BF3**) y turba más 0.9 g/L de nanomaterial (**BF4**), el nanomaterial se adicionó a la turba y se homogenizó (Figura 2.4). Después de empacar los biofiltros con el material orgánico y el nanomaterial, se llevaron a cabo las pruebas hidrodinámicas (Ver Tabla 2 del Anexo 1), posteriormente la formación de la biomasa (Etapa1) y finalmente la aclimatación de la biomasa (Etapa2).

3.2.1 Etapa 1. Fijación de la biomasa

Durante esta etapa los sistemas de biofiltración se alimentaron con agua residual municipal proveniente de la planta de tratamiento del IMTA, la etapa duró aproximadamente 60 días, se midió la disminución de la DQO y parámetros de campo (temperatura y pH).

3.2.1.1 Comportamiento de la DQO

La Figura 3.2 muestra el comportamiento de la DQO donde en el influente se muestran concentraciones en promedio de 220 mg/L aproximadamente de DQO durante los primeros 20 días y en los efluentes para los 4 sistemas una concentración entre 80 y 200 mg/L de DQO. Los siguientes 18 días se observó una disminución en la concentración tanto del influente de 75 a 140 mg/L como en los efluentes que fueron de un promedio de 37 y 54 mg/L para los biofiltros BF1 y BF2, respectivamente, y de máximo 80 mg/L para los biofiltros BF3 y BF4. En los días restantes se observaron concentraciones menores con un promedio de 15 mg/L en los efluentes para los 4 sistemas de biofiltración, lo que corresponde a una disminución del 97% considerando una concentración promedio de 135 mg/L en el influente.

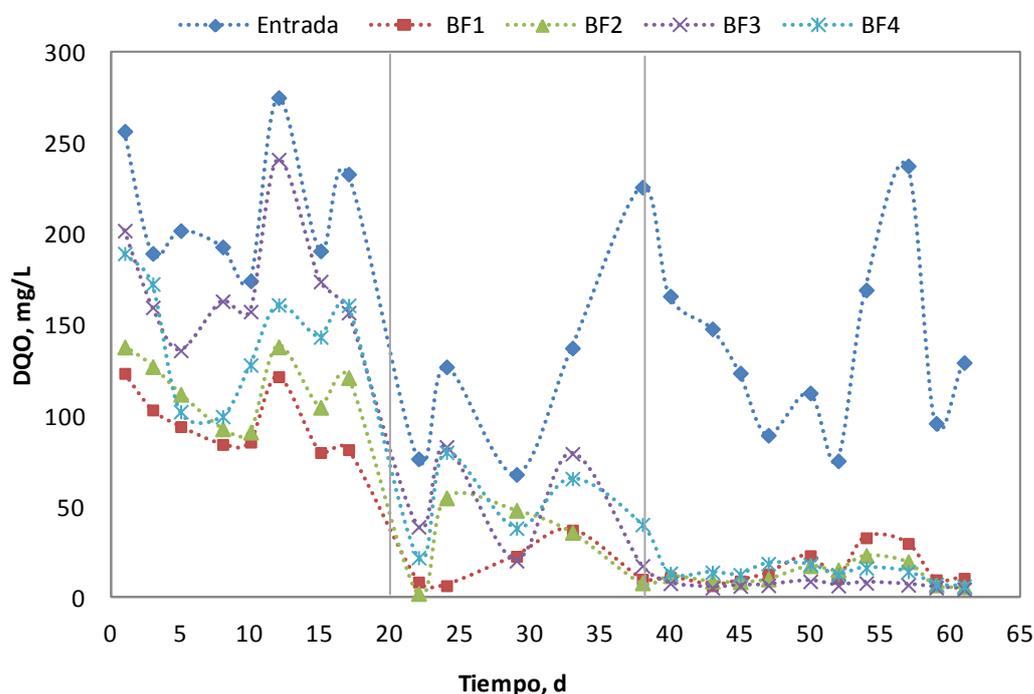


Figura 3.2 Comportamiento de la DQO (mg/L) etapa 1. BF 1L

Como se observa en la Figura 3.3 en los primeros 20 días de la etapa disminuyó la DQO en promedio de un 63% para el BF1, de 52% para el BF2, del 29% para el BF3 y del 38% para el BF4, hasta el día 38 se muestran los mejores porcentajes, teniendo una disminución media del 89, 91, 94 y 88% para los biofiltros respectivamente, logrando una disminución máxima de 97%

para los 4 biofiltros. En estos últimos días se puede observar que la disminución de la DQO en cada uno de los sistemas fue similar.

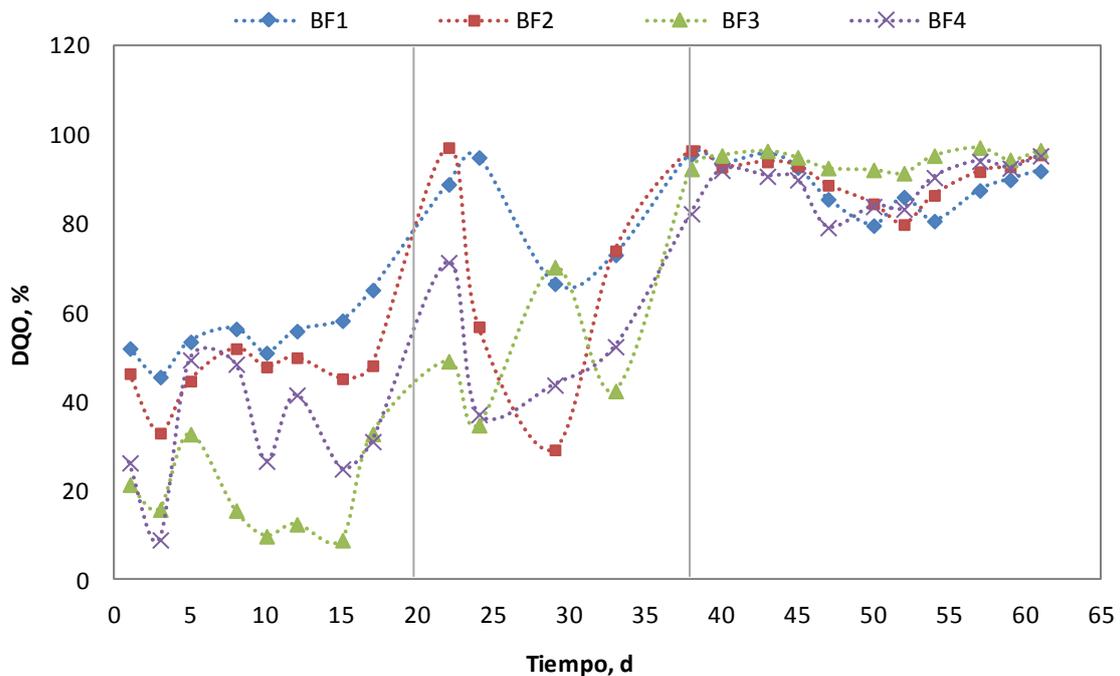


Figura 3.3 Comportamiento de la DQO (%) etapa 1. BF 1L

3.2.1.2 Comportamiento del pH

Durante esta etapa se evaluó el comportamiento del pH, la Figura 3.4 presenta los resultados, los cuales fueron muy constantes tanto en el influente como en los efluentes de cada biofiltro, manteniéndose en una media de 7.4 ± 0.142 unidades de pH. El pH afecta a los microorganismos y sus enzimas, influyendo tanto en la disociación como la solubilidad de diversas moléculas y en la disponibilidad de nutrientes (Ahumada y Gómez, 2009).

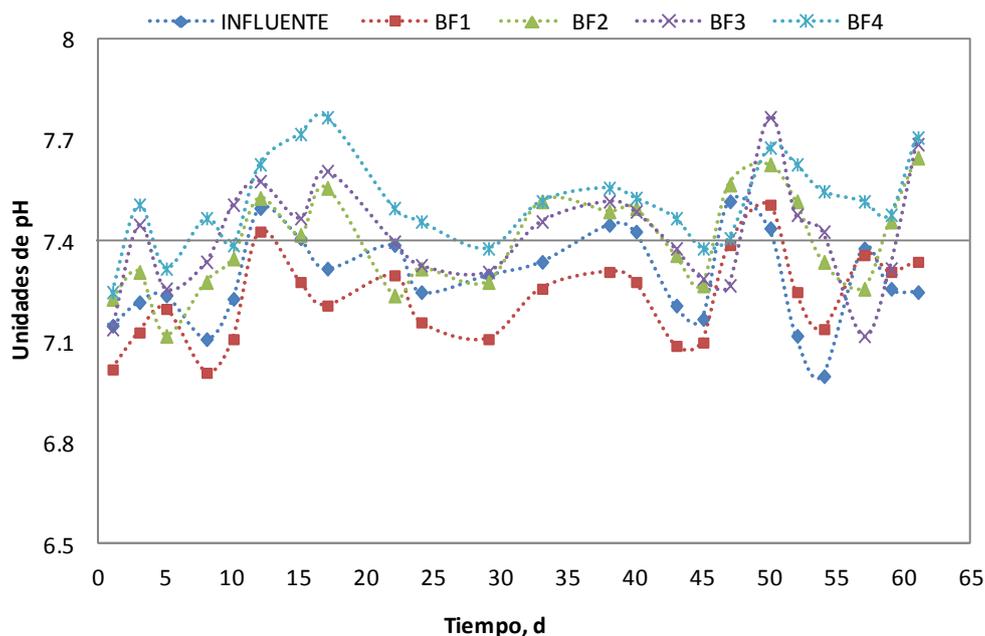


Figura 3.4 Comportamiento del pH, etapa 1. BF 1L

3.2.1.3 Comportamiento de la temperatura

En cuanto al comportamiento de la temperatura durante esta etapa, en la Figura 3.5 se pueden observar los resultados obtenidos, donde se observan valores medios de temperatura de $23.8^{\circ}\text{C} \pm 1.41$ para los 4 sistemas de biofiltración, durante todo el proceso. Durante los primeros 45 días se presentaron valores medios de temperatura de $22.8^{\circ}\text{C} \pm 0.28$ y posteriormente la temperatura aumentó teniendo valores medios de temperatura de $25.5^{\circ}\text{C} \pm 0.92$.

La temperatura es un factor que afecta la supervivencia, el crecimiento y la actividad metabólica de los microorganismos, y así mismo influye en los cambios estructurales y químicos de los HC's (Ahumada y Gómez, 2009).

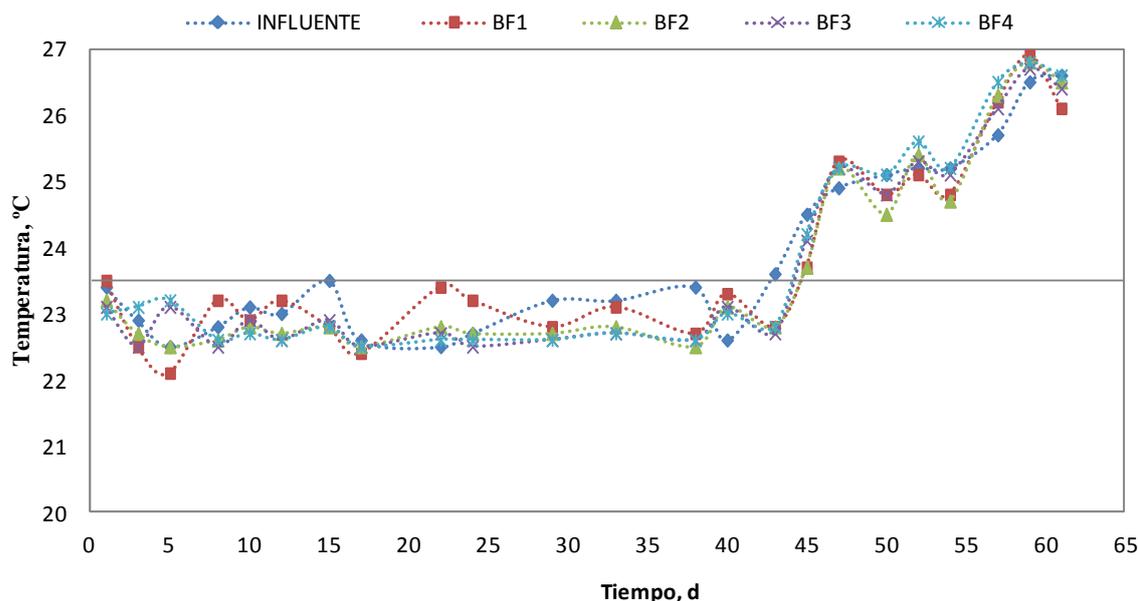


Figura 3.5 Comportamiento de la temperatura, etapa 1. BF 1L

3.2.2 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa

Durante esta etapa se llevó a cabo la aclimatación de la biomasa, se dio seguimiento a los parámetros de control en el influente y el efluente de cada biofiltro y se obtuvo su porcentaje de remoción. Se trabajó con diferentes concentraciones de fenol iniciando con 20 mg/L hasta 770 mg/L. La Tabla 3.1 muestra el periodo y su concentración inicial correspondiente de fenol ($[C_6H_5OH]$).

Tabla 3.1 Concentraciones de fenol utilizadas en la etapa 2. BF 1L

Periodo	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
$[C_6H_5OH]$ (mg/L)	20	50	100	145	203	257	563	770	761	532	570	672

Teóricamente el aumento en la concentración de fenol fue de 50 en 50, en algunos casos fue del doble de concentración, sin embargo al hacer el análisis la concentración fue la que se presenta en la Tabla 3.1.

3.2.2.1 Comportamiento de la DQO

En la Figura 3.6 se muestran los resultados obtenidos de la aclimatación de la biomasa, para cada periodo, donde se analizó el parámetro de DQO a la entrada y a la salida de los sistemas de biofiltración.

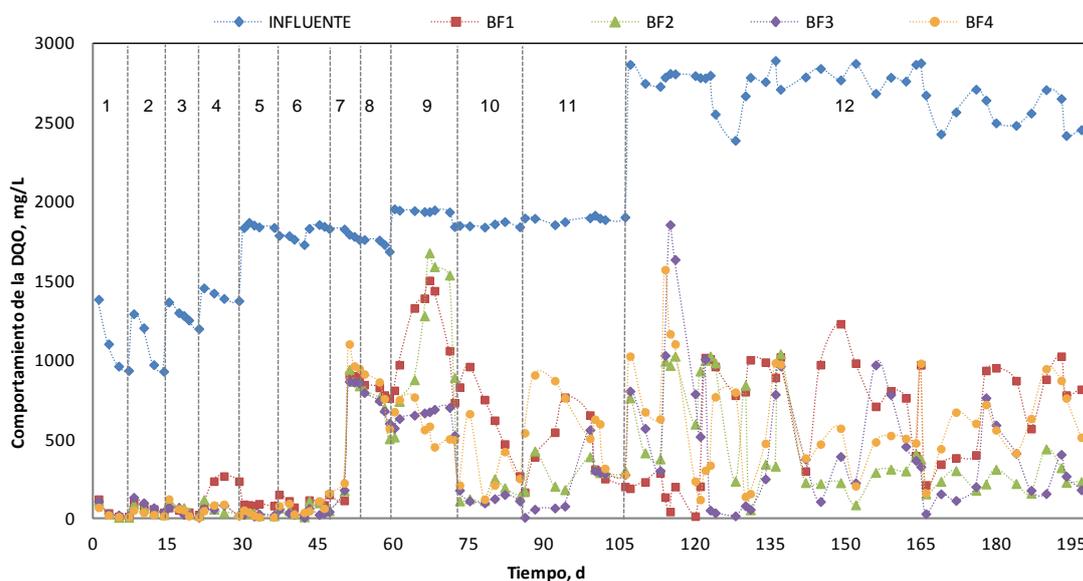


Figura 3.6 Comportamiento de DQO (mg/L) etapa 2. BF 1L

Del periodo 1 al periodo 7 los biofiltros fueron alimentados con la solución sintética que fue preparada únicamente con sacarosa a una concentración de 1000 mg/L y los macronutrientes (N y P) a diferentes concentraciones de fenol (Tabla 3.1). Se observó una concentración media en el influente de 1500 mg/L y se disminuyó a una concentración media de 90 mg/L para el BF1 y de 50 mg/L para los BF2, BF3 y BF4, esto corresponde a un porcentaje de remoción del 94 y 96% para los biofiltros 1 y 2, respectivamente, y del 97% para los biofiltros 3 y 4 (Figura 3.7).

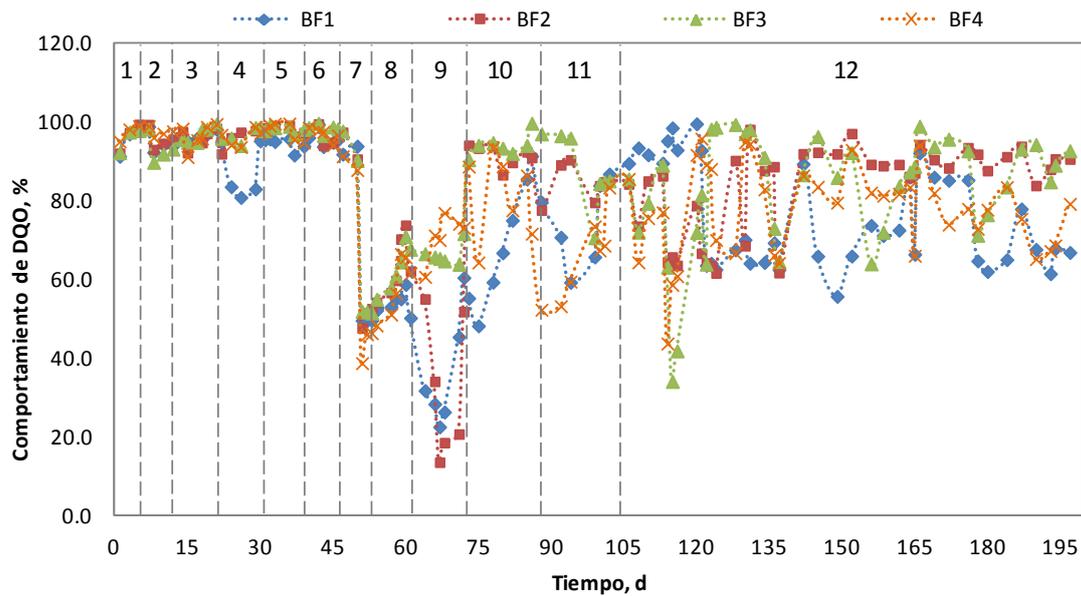


Figura 3.7 Comportamiento de DQO (%) etapa 2. BF 1L

Posteriormente, en el periodo 8, los biofiltros se alimentaron con 500 mg/L de sacarosa y los macronutrientes respectivamente y una concentración inicial de fenol de 770 mg/L, se puede observar que la DQO solo disminuyó máximo un 40% para los biofiltros 1 y 2 y no más del 70% para los biofiltros 3 y 4. Por lo que, en el periodo 9 se alimentó nuevamente con 1000 mg/L de sacarosa, los macronutrientes y 761 mg/L de fenol. Sin embargo, los porcentajes que se obtuvieron en este periodo fueron para el BF1 y BF2 un promedio del 37.5 y 39.6% respectivamente, y para los BF₃ y BF₄ un promedio del 66.3 y 68.5% respectivamente (Figura 3.8).

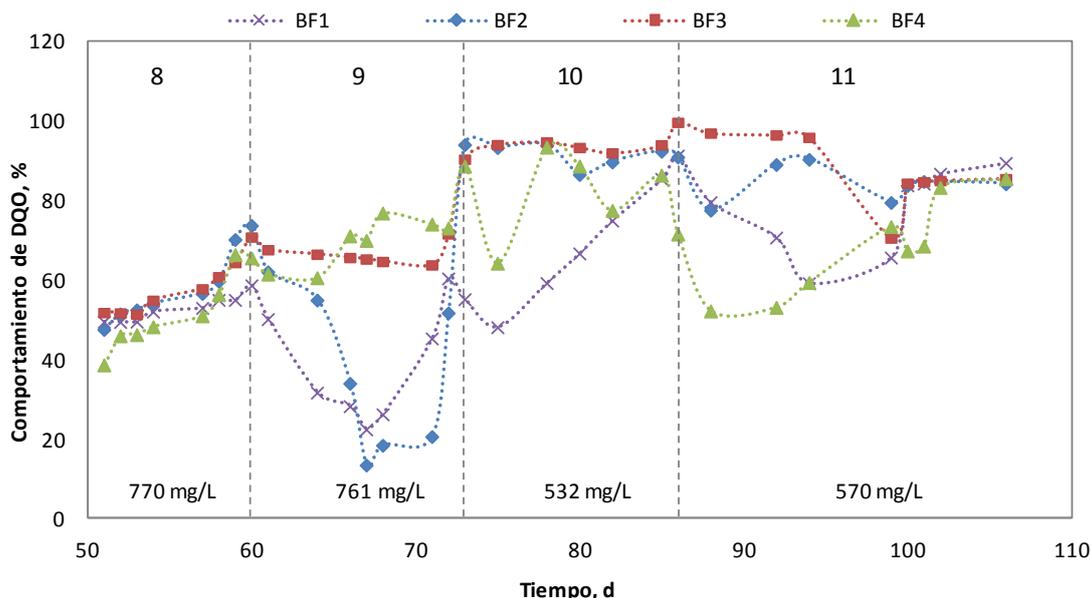


Figura 3.8 Comportamiento de DQO (%) periodo 8 al 11. BF 1L

En el periodo 10 se disminuyó la concentración de fenol a 532 mg/L, esto para permitir la recuperación de los microorganismos y alcanzar porcentajes de remoción mayores al 80%. Para el BF1 se tuvo una disminución media de DQO del 64%, para el BF2 86%, para el BF3 un 90% y para el BF4 una disminución media del 82%. De acuerdo a estos resultados se decidió aumentar la concentración de fenol a 570 mg/L (periodo 11), en este periodo se observó una disminución de DQO de 79% para el BF1, del 85 y 89% para los biofiltros 2 y 3 y del 68% para el BF4 (Figura 3.8).

En el periodo 12, los biofiltros se alimentaron con la solución sintética preparada con sacarosa, macronutrientes y micronutrientes descrita en la Tabla 3.1 y una concentración de fenol de 672 mg/L. En este periodo el comportamiento de los biofiltros fue muy variable, sin embargo se obtuvo una media en la disminución de DQO para cada biofiltro, siendo para el BF₁ un promedio del 75.5%, para el BF₂ 83.3%, para el BF₃ 82.6% y para el BF₄ 77.3%. Logrando disminuir la concentración media de DQO de 2700 mg/L en la entrada a 650 mg/L en los efluentes de los BF1 y BF4 y de 460 mg/L en los efluentes de los BF2 y BF3 (Figura 3.9).

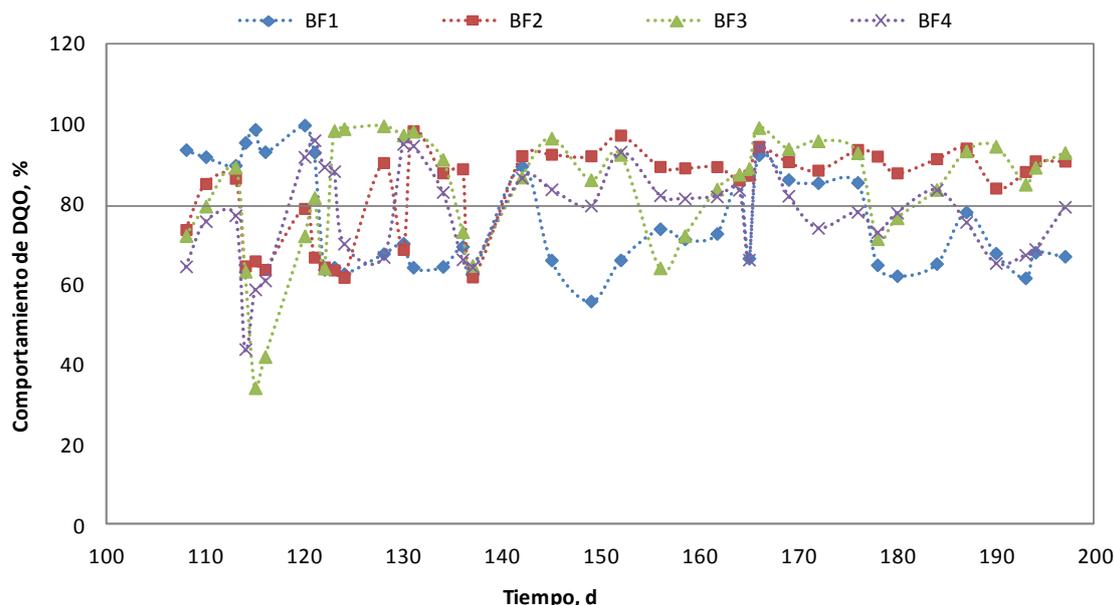


Figura 3.9 Comportamiento de DQO (%) periodo 12. BF 1L

Para observar con mayor claridad el comportamiento de la DQO en cada uno de los sistemas de biofiltración, se graficaron los datos obtenidos del testigo (BF1) comparando con cada uno de los sistemas de biofiltración, la Tabla 3.2 presenta los valores medios de DQO obtenidos para cada sistema.

Tabla 3.2 Valores medios de DQO (%) en cada periodo, BF 1L

Periodo	BF1 (%)	BF2 (%)	BF3 (%)	BF4 (%)
1	96.4±3.57	97.0±3.45	96.4±2.83	97.7±1.85
2	94.1±1.52	95.1±1.91	92.6±2.44	97.2±0.96
3	96.5±1.14	95.4±2.40	97.1±2.14	96.1±3.32
4	85.5±6.32	95.7±2.70	96.1±1.90	95.8±2.39
5	95.4±0.29	98.6±0.41	98.6±0.55	98.6±1.06
6	95.2±3.34	97.9±1.36	98.3±1.18	96.7±1.80
7	93.9±1.38	94.8±2.84	96.3±3.48	93.4±3.98
8	51.9±2.51	56.0±7.34	56.1±5.08	50.4±8.86
9	37.5±13.81	39.6±23.91	66.3±2.33	68.5±6.19
10	64.3±12.60	85.9±15.33	90.0±8.25	81.7±10.43
11	79.0±11.25	85.0±4.59	88.8±9.28	68.3±11.87
12	75.5±13.01	83.3±11.54	82.6±15.43	77.3±11.77

Se hizo la comparación del BF1 con el resto de los biofiltros para observar la diferencia que existe al trabajar con biofiltros empacados con turba únicamente y el usar turba y la adición de las nanopartículas con diferentes concentraciones. La Figura 3.10 presenta el comportamiento de ambos biofiltros el cual es muy similar entre ellos durante los periodos 1 al 9, excepto en el periodo 4 que se observan eficiencias menores en el BF1, sin embargo en los periodos 10 al 12 el BF2 muestra mejores eficiencias permitiendo alcanzar porcentajes mayores al 85% en la disminución de DQO (Ver Tabla 3.2).

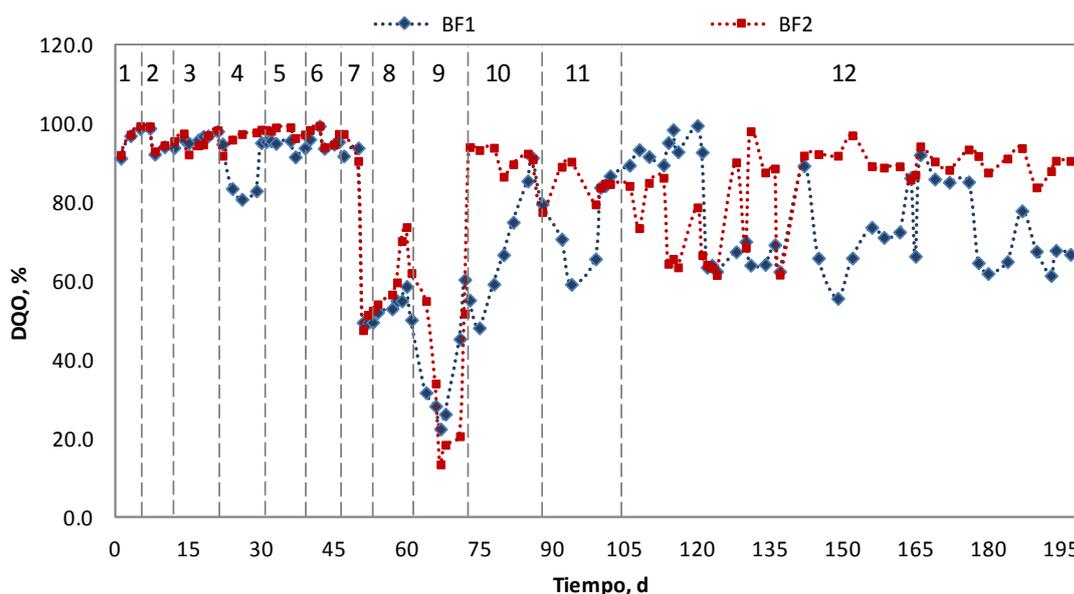


Figura 3.10 Comportamiento de la DQO (%) BF1/BF2

La Figura 3.11 presenta la comparación entre el BF1 y el BF3. Se observa el mismo comportamiento durante los periodos 1 al 8, en los cuales no existe una diferencia significativa entre cada uno de los sistemas. En el periodo 9, 10 y 11 se observan mejores eficiencias en la disminución de DQO utilizando el BF3 comparado con el BF1, teniendo eficiencias mayores al 80%.

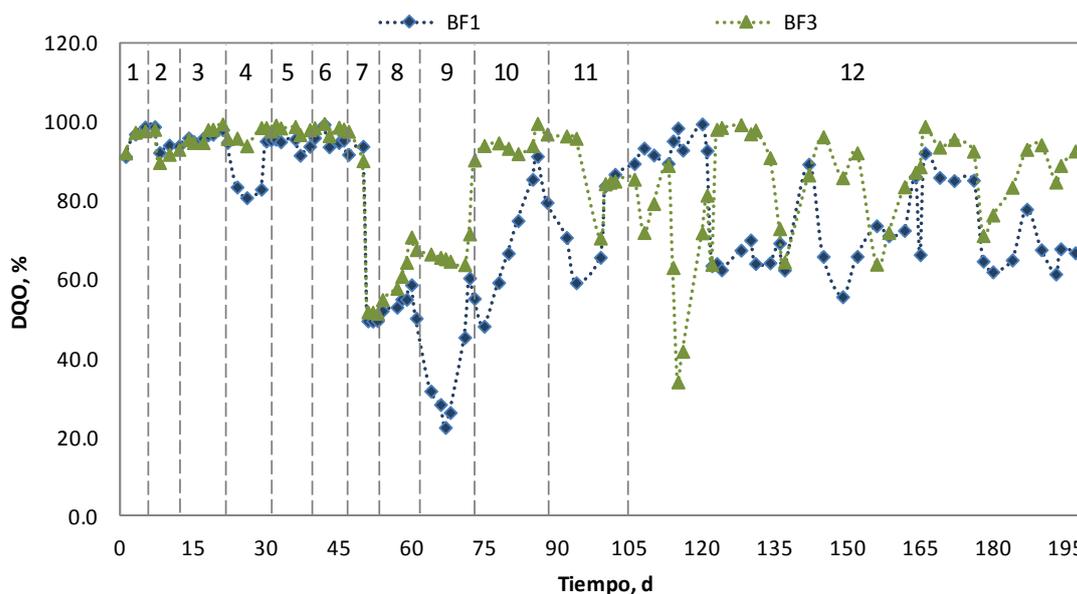


Figura 3.11 Comportamiento de la DQO (%) BF1/BF3

No obstante, al inicio del periodo 12 se observan mejores eficiencias en la disminución de DQO en el BF1 pero al pasar el tiempo se muestran eficiencias mayores en el BF3, durante todo este periodo se tiene una disminución media de DQO de 75.5% en el BF1 y del 82.6% en el BF3.

La Figura 3.12 presenta la comparación entre los biofiltros 1 y 4, donde se observa el mismo comportamiento que en los sistemas anteriores, teniendo similitud entre ambos biofiltros durante los periodos 1 al 8, ya que en el periodo 9 y 10 el BF4 presenta mejores eficiencias que el BF1, aunque en el periodo 11 tuvo mejor eficiencia el BF1 con una disminución media de DQO de 79% comparado con el BF4 de 68%.

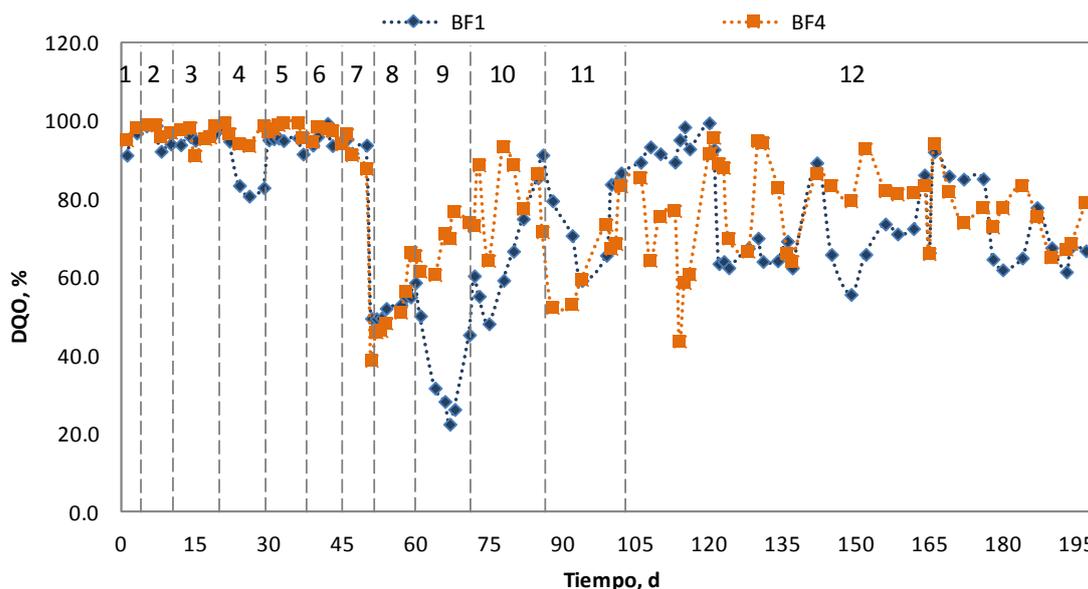


Figura 3.12 Comportamiento de la DQO (%) BF1/BF4

Durante el periodo 12 se mostraron eficiencias muy similares para ambos biofiltros, teniendo una disminución media de 75.5% para el BF1 y de 77.3% para el BF4.

La aclimatación de la biomasa al contaminante (fenol), es una de las etapas más importantes para alcanzar eficiencias de remoción altas o la mineralización del compuesto, de acuerdo a los resultados obtenidos durante esta etapa, el uso de las nanopartículas no se justificó en los primeros periodos del 1 al 7 (20 a 563 mg/L de fenol) ya que el comportamiento de los 4 sistemas de biofiltración no presentó una diferencia significativa, no obstante, en los periodos del 8 al 12 las nanopartículas ayudaron a la remoción del fenol, ya que, al disminuir la concentración de sacarosa, repercutió en la estabilización y crecimiento del consorcio microbiano presente en el medio de empaque, y en estos periodos el uso de las nanopartículas mostraron mejores eficiencias de en la disminución de DQO.

Si se lleva a cabo la aclimatación de la biomasa no es necesario el uso de las nanopartículas en el medio de empaque, ya que la turba por sí sola demuestra ser eficiente para la remoción de fenol y solo en caso de generarse problemas de aclimatación como falta de fuente de energía y carbono ó incremento repentino en la concentración del fenol, puede ser justificable el uso de las nanopartículas.

3.2.2.2 Comportamiento del pH, temperatura y conductividad.

La Tabla 3.3 presenta los valores medios obtenidos de la medición del pH, temperatura y conductividad. Los valores de pH son muy constantes durante todo el proceso para cada biofiltro, manteniéndose en un rango de 6.1 a 7.7. De acuerdo a la literatura durante esta etapa se mantuvo un intervalo de pH óptimo para la degradación del fenol la cual se encuentra entre 6.0 y 8.0 (Luo, et al., 2005).

Tabla 3.3 Resultados de pH, temperatura y conductividad, etapa 2, BF 1L

	INFLUENTE	BF1	BF2	BF3	BF4
pH	7.33±0.207	6.95±0.351	7.03±0.428	7.17±0.543	7.15±0.498
Temperatura °C	25.2±1.68	24.6±1.67	24.5±1.79	24.5±1.86	24.6±1.68
Conductividad ms/cm	1.5±0.206	1.4±0.189	1.4±0.203	1.4±0.234	1.4±0.205

Los reactores operaron con una temperatura mínima de 19.5 °C a una máxima de 27.7 °C y la entrada con una temperatura mínima de 22.5 °C a una máxima de 27.5 °C. En la degradación del fenol, la temperatura a la cual se favorece la biodegradación de este compuesto por parte de los microorganismos es de 30°C, ya que a ésta temperatura la penetración del fenol a la célula es más eficiente. Para esta etapa se mantuvo un promedio en la temperatura de 24.7°C±1.74, sin embargo aun así se lograron buenas eficiencias del fenol.

Los valores de la conductividad analizada durante esta etapa fueron en promedio de 1.53±0.206 ms/cm en el influente y de 1.43±0.208 ms/cm para el efluente de los 4 biofiltros.

3.2.2.3 Remoción de fenol

La Tabla 3.4 presenta los valores de remoción del fenol en porcentaje (%) y en unidades de mg/L obtenidos para cada periodo durante la aclimatación de los microorganismos. Las concentraciones que se dosificaron en los sistemas de biofiltración para la aclimatación de los microorganismos iniciaron con 20 mg/L de fenol y posteriormente se fueron incrementando hasta alcanzar la concentración de 770 mg/L (Ver Tabla 3.1). El comportamiento del fenol se muestra en la Figura 3.13.

Tabla 3.4 Concentración de fenol (mg/L) en los efluentes de cada sistema y sus eficiencias de remoción (%) BF 1L

Periodo	BF1		BF2		BF3		BF4	
	(mg/L)	(%)	(mg/L)	(%)	(mg/L)	(%)	(mg/L)	(%)
1	1.45	92.8	1.31	93.5	1.52	92.4	1.20	94.0
2	1.94	96.1	1.50	97.0	1.34	97.3	2.44	95.1
3	4.28	95.7	1.17	98.8	1.72	98.3	0.99	99.0
4	4.89	96.6	2.73	98.1	3.75	97.4	2.67	98.2
5	32.07	84.2	22.71	88.8	22.38	89.0	13.06	93.6
6	18.85	92.7	14.54	94.4	24.57	90.5	15.18	94.1
7	33.51	94.0	20.39	96.4	15.85	97.2	37.19	93.4
8	409.16	46.9	192.91	74.9	318.10	58.7	281.97	63.4
9	439.02	42.3	187.25	75.4	298.41	60.8	301.56	60.4
10	327.48	38.4	398.17	25.2	42.14	92.1	122.30	77.0
11	159.3	72.0	46.4	91.9	239.5	58.0	112.9	80.2
12	150.14	77.7	57.31	91.5	218.49	67.5	135.66	79.8

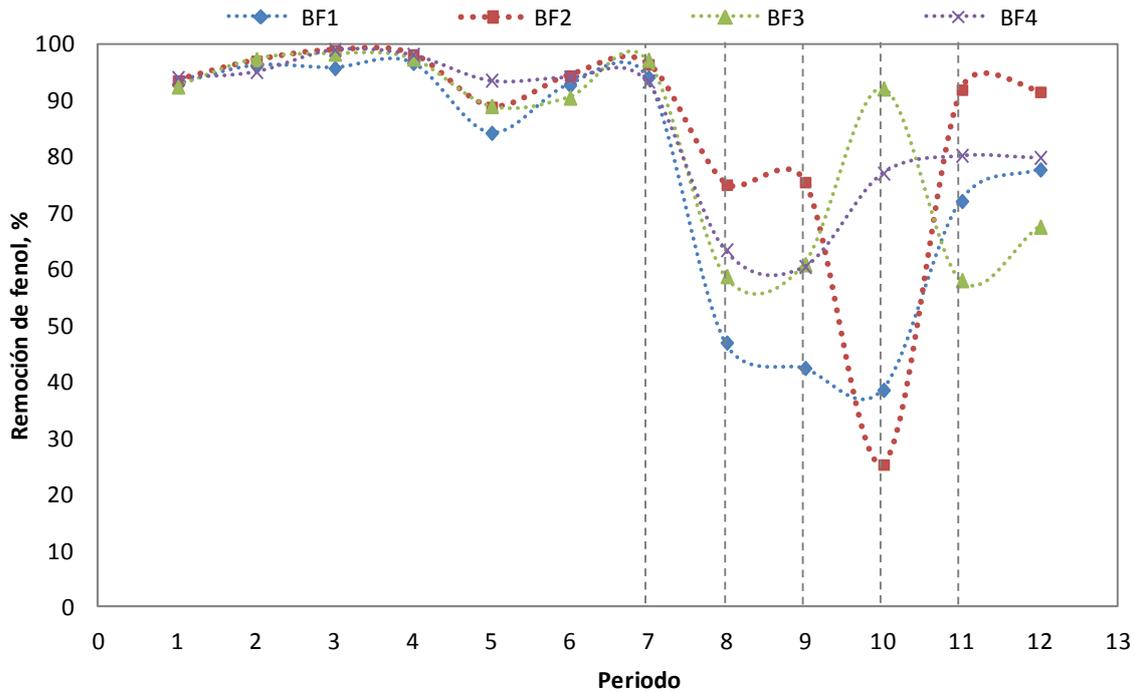


Figura 3.13 Remoción de fenol (%) BF 1L

Al igual que la remoción de DQO, se observa que en los periodos del 1 al 7 el comportamiento de los biofiltros es muy similar, en estos periodos se observaron remociones medias de fenol del 93% para el BF1 y del 95% para el BF2, BF3 y BF4, no obstante, a partir del periodo 8, el comportamiento de los biofiltros varía en cada uno de ellos.

Se puede observar que en el periodo 8 y 9 el BF2 es el más eficiente en la remoción de fenol ya que alcanza un porcentaje de remoción del 75% comparado con el BF1 que solo tiene un porcentaje de remoción del 47% aproximadamente, en cuanto al BF3 y BF4 se tienen porcentajes similares cerca del 60% de remoción. En el periodo 10 el BF2 disminuye el porcentaje de remoción hasta un 25% y el BF3 y BF4 aumentan el porcentaje a un 92% y 77% respectivamente (Tabla 3.4). En el periodo 11 y 12 se observa que el BF1 y BF4 muestran similitud entre ellos logrando un porcentaje de remoción de 80% y el BF2 se obtiene un 92% de remoción mientras que para el BF3 tiene una remoción media de 62%.

La concentración máxima con la que operaron los sistemas de biofiltración fue de 770 mg/L, sin embargo esta concentración se disminuyó hasta lograr estabilizar la biomasa y posteriormente se incrementó poco a poco a llegar a una concentración de 672 mg/L, que fue la última concentración con la que se operaron los biofiltros (Tabla 3.1), es importante mencionar que una vez aclimatada la biomasa al fenol, se pudieran seguir trabajando con concentraciones mayores a 770 mg/L, sin embargo hicieron falta más análisis y operación de los sistemas para comprobar esto.

3.2.2.4 Pruebas de toxicidad

La prueba de toxicidad aguda con *Vibrio Fisheri* (bacteria luminiscente) (MICROTOX), consiste en exponer bajo condiciones controladas en el laboratorio, a una población de bacterias (100,000 organismos) a una muestra de la descarga total, las bacterias emiten luz en condiciones normales, con la presencia de un tóxico en la muestra la emisión de luz que produce este organismo disminuye de forma proporcional a la concentración del o los contaminantes de la muestra, obteniéndose así la concentración efectiva que mata al 50% de la población (CE₅₀). El efecto es calculado en términos porcentuales respecto al abatimiento de la emisión de luz. Posteriormente, para calcular las unidades de toxicidad, se divide cien entre la concentración efectiva para la clasificación de la descarga (Tabla 3.5) (Saldaña, et al., 2002).

Tabla 3.5 Clasificación de toxicidad basada en unidades de toxicidad (UT)

Toxicidad (UT)	Clasificación	CE 50
> 4	Altamente tóxico	< 25
2 - 4	Tóxico	50 - 25
1.33 - 1.99	Moderadamente tóxico	75 - 50
< 1.33	Ligeramente tóxico	> 75

Saldaña, et al., 2002

Se realizaron pruebas de toxicidad para la entrada y salida de los biofiltros, cuando se alimentaron con una concentración de 20, 100 y 770 mg/L de fenol. Se obtuvo como resultado que el efluente de los 4 biofiltros no fue tóxico utilizando las concentraciones de 20 y 100 mg/L de fenol, ya que las concentraciones en los efluentes de los biofiltros fue menor de 5 mg/L de fenol,

sin embargo cuando la concentración de fenol se incrementó a 770 mg/L en la entrada, los efluentes de los biofiltros mostraron alta toxicidad, debido a que la concentración de fenol fue muy alta y a estas concentraciones es altamente tóxico para esta bacteria, como se muestra en la Tabla 3.6.

Tabla 3.6 Resultados de toxicidad, BF 1L

	mg/L fenol	CE ₅₀	UT	Clasificación
Influyente	771.05	3.758	26.60	Altamente tóxico
Efluente BF1	409.16	7.079	14.12	Altamente tóxico
Efluente BF2	192.91	10.603	9.43	Altamente tóxico
Efluente BF3	318.1	8.14	12.28	Altamente tóxico
Efluente BF4	281.97	9.125	10.96	Altamente tóxico

Por su toxicidad y reactividad el fenol puede afectar ecosistemas acuáticos o terrestres, debido a que es soluble en agua y puede realizar reacciones de condensación y polimerización con un amplio número de compuestos. Gracias a estudios ecotoxicológicos realizados en diferentes organismos, se ha generado un gran interés en el cuidado que se debe tener al manejar este compuesto. Ahumada et al., en el 2009 utilizó organismos terrestres y acuáticos para estudiar su toxicidad con el fenol, como el organismo terrestre *Lactuca sativa* (CL₅₀=79 mg/kg) y organismos acuáticos; *Daphnia Magna* (CL₅₀=12 mg/L), *Eudrilus eugeniae* (CL₅₀=188 mg/kg) y *Carassius auratus* (CL₅₀=46 mg/L).

3.2.2.5 Remoción de COT

La Tabla 3.7 presenta los resultados obtenidos de las pruebas de COT, se extrajo una muestra del influente y los efluentes de los 4 sistemas de biofiltración para determinar el porcentaje de remoción de carbono. El influente contenía una concentración de fenol de 770 mg/L siendo esta la máxima utilizada para estos sistemas, conteniendo también 1000 mg/L de sacarosa.

Haciendo un análisis cuantitativo se tiene que 589.03 mg/L corresponden al carbono de la molécula del fenol (C₆H₆O) y 420.69 mg/L corresponden al carbono de la molécula de la sacarosa (C₁₂H₂₂O₁₁). Por lo tanto, teóricamente

1009.72 mg/L corresponden al carbono del influente, el cual se verificó con el análisis (Tabla 3.7)

Tabla 3.7 Remoción de COT (%) BF 1L

	COT (mg/L)	% Remoción
Influente	1081	
BF1	175.3	83.8
BF2	381.73	64.7
BF3	455.7	57.8
BF4	369.4	65.8

El mejor porcentaje de remoción alcanzado fue utilizando únicamente turba como empaque (BF1) con un 84% de remoción.

3.2.2.6 Análisis de nutrientes

En cuanto a la concentración de nutrientes en los efluentes de los sistemas de biofiltración, se realizaron análisis para determinar la concentración de nitritos (NO_2^-), nitratos (NO_3^-) y nitrógeno amoniacal (N-NH_4), únicamente para conocer las características del efluente ya que no es un objetivo.

El N-NH_4 en el influente fue de 89 mg/L y en los efluentes para el BF1 fue de 34 mg/L, para el BF2 39 mg/L, para el BF3 26 mg/L y para el BF4 de 41 mg/L. Este análisis se hizo de la muestra que contenía una concentración de fenol de 770 mg/L y una concentración de 0.33 g/L de NH_4Cl que fue el nutriente utilizado para aportar nitrógeno a los microorganismos.

Los efluentes resultaron estar nitrificados ya que hubo remoción de N-NH_4 la cual fue de 62, 56, 71 y 54% para cada biofiltro respectivamente, la relación de C:N:P utilizada en este trabajo fue de 100:20:3, la concentración de nitrógeno pudo ser más alta de la que requerían los microorganismos, por lo que no se logró remover en su totalidad el N-NH_4 .

3.2.3 Determinación del TRH

Las pruebas de vaciado permitieron obtener el tiempo de residencia hidráulica de cada uno de los sistemas de biofiltración, la Tabla 3.8 presenta el TRH con

el que operaron los sistemas. Los datos obtenidos y los cálculos realizados se presentan en la Tabla 7 del Anexo 1.

Tabla 3.8 TRH operado para cada sistema, BF 1L

	BF1	BF2	BF3	BF4
Caudal (L/d)	1	1	1	1
TRH (h)	8.0	7.9	7.0	7.4

La variación del TRH en cada uno de los biofiltros se debe a que siempre existe un error de operación y manipulación de los equipos, materiales, entre otros, esto se refiere a que el empacado no fue exactamente el mismo para los 4 sistemas, las dimensiones de los biofiltros no fueron idénticas y el peso del material tampoco fue el mismo.

3.3 Pruebas en biofiltros V=3.5 L

Las pruebas experimentales consistieron en utilizar sistemas de biofiltración de mayor volumen (3.5 L), y se empacaron de acuerdo a los resultados obtenidos en las pruebas con los biofiltros de V=1 L, se realizaron las pruebas hidrodinámicas de igual manera que en los biofiltros de 1 L, así mismo se obtuvo su TRH. Con el objetivo de verificar si se seguía el mismo comportamiento utilizando un volumen mayor. De acuerdo con los resultados obtenidos en las pruebas anteriores se empacaron tres biofiltros como se menciona en seguida: un testigo con turba únicamente (BF5), turba más 0.3 g/L de nanomaterial (BF6) y turba más 0.9 g/L de nanomaterial (BF7). Se seleccionaron estas dosis de nanomaterial dado que al utilizar 0.3 g/L se alcanzaron mejores eficiencias de fenol que al utilizar una dosis mayor, y para comprobar y comparar esto, se decidió utilizar también la dosis más alta que es de 0.9 g/L.

3.3.1 Etapa 1. Fijación de la biomasa

3.3.1.1 Comportamiento de la DQO

Durante esta etapa se analizó el comportamiento de la DQO y parámetros de campo (Temperatura y pH). La Figura 3.14 presenta el comportamiento de la

DQO, a partir del día 40 se tuvieron concentraciones en promedio de 170 mg/L aproximadamente en el influente y de 18 mg/L en los efluentes de los 3 sistemas de biofiltración, lo que corresponde a un porcentaje del 94% en la disminución de DQO (Figura 3.15). Ya que los primeros días el porcentaje máximo de disminución que se observó fue entre el 40 y el 60%.

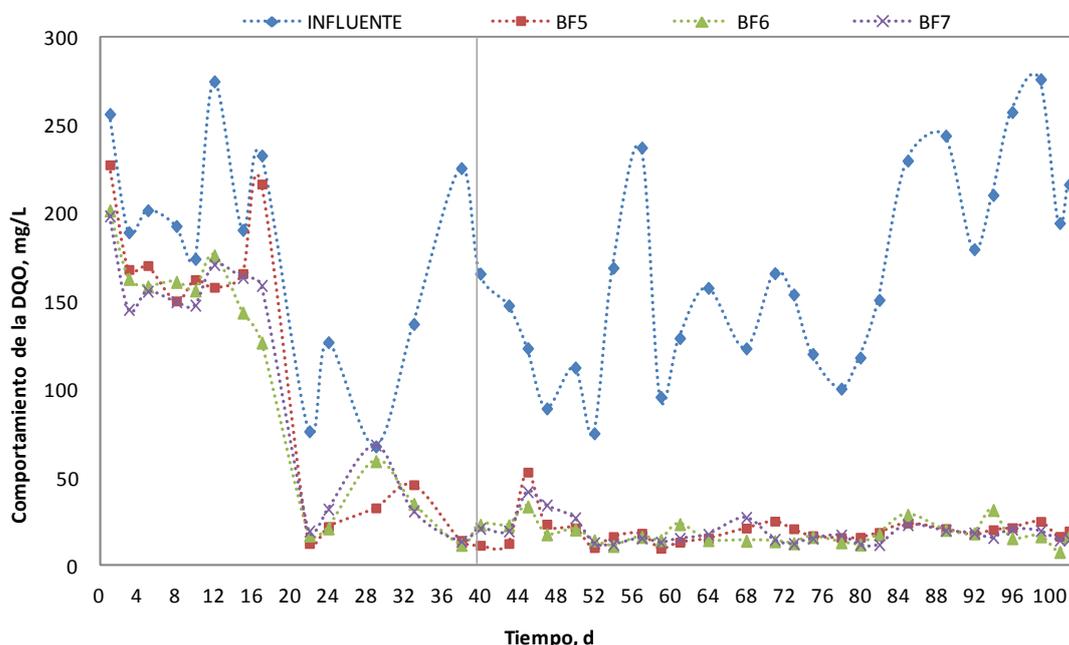


Figura 3.14 Comportamiento de la DQO (mg/L) etapa 1. BF 3.5L

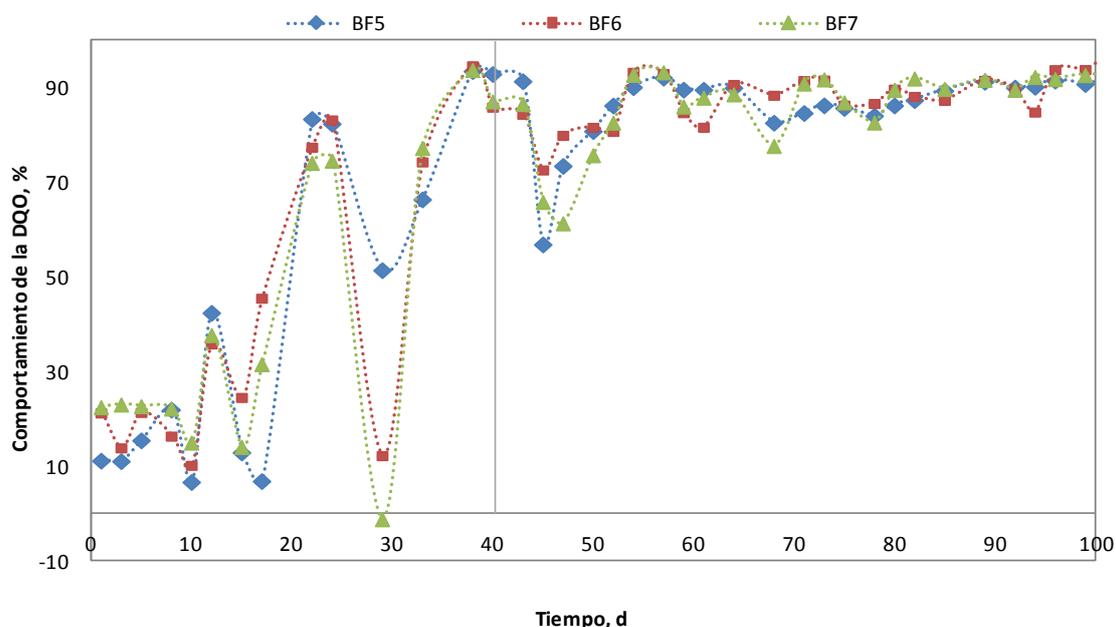


Figura 3.15 Comportamiento de la DQO (%) etapa 1. BF 3.5L

El tiempo de operación en esta etapa fue de 102 días aproximadamente y al observarse buenos resultados en la disminución se decidió pasar a la siguiente etapa. Se analizaron parámetros (pH y temperatura) para observar las condiciones de operación de los sistemas.

3.3.1.2 Comportamiento del pH y la temperatura

La Tabla 3.9 presenta los valores obtenidos de pH y temperatura durante toda la etapa. Se obtuvieron valores constantes de pH tanto para el influente como para los efluentes de los biofiltros. En cuanto a la temperatura, durante los primeros 40 días de operación se mantuvo en 23°C aproximadamente, posteriormente la temperatura aumentó a 26°C para los 3 biofiltros.

Tabla 3.9 Valores de pH y temperatura, etapa 1 BF 3.5L

	INFLUENTE	BF5	BF6	BF7
pH	7.4±0.13	7.3±0.24	7.3±0.28	7.2±0.25
Temperatura °C	25.2±1.88	24.9±2.06	25.2±1.87	25.0±1.91

3.3.2 Etapa 2. Aclimatación de la biomasa

Durante esta etapa se llevó a cabo la aclimatación de la biomasa, se analizaron parámetros de control en el influente y el efluente de cada biofiltro y se obtuvo su porcentaje de la disminución de DQO y de fenol. Se trabajaron con diferentes concentraciones iniciando con 257 mg/L hasta 770 mg/L de fenol (Tabla 3.10)

Tabla 3.10 Concentraciones de fenol utilizadas en la etapa 2. BF 3.5L

Periodo	1	2	3	4	5	6	7	8	9
[C ₆ H ₅ OH] (mg/L)	257	563	770	761	532	570	612	656	720

En la Figura 3.16 se observan los resultados obtenidos de la aclimatación de la biomasa, donde se analizó el parámetro de DQO a la entrada y a la salida de los sistemas de biofiltración.

3.3.2.1 Comportamiento de la DQO

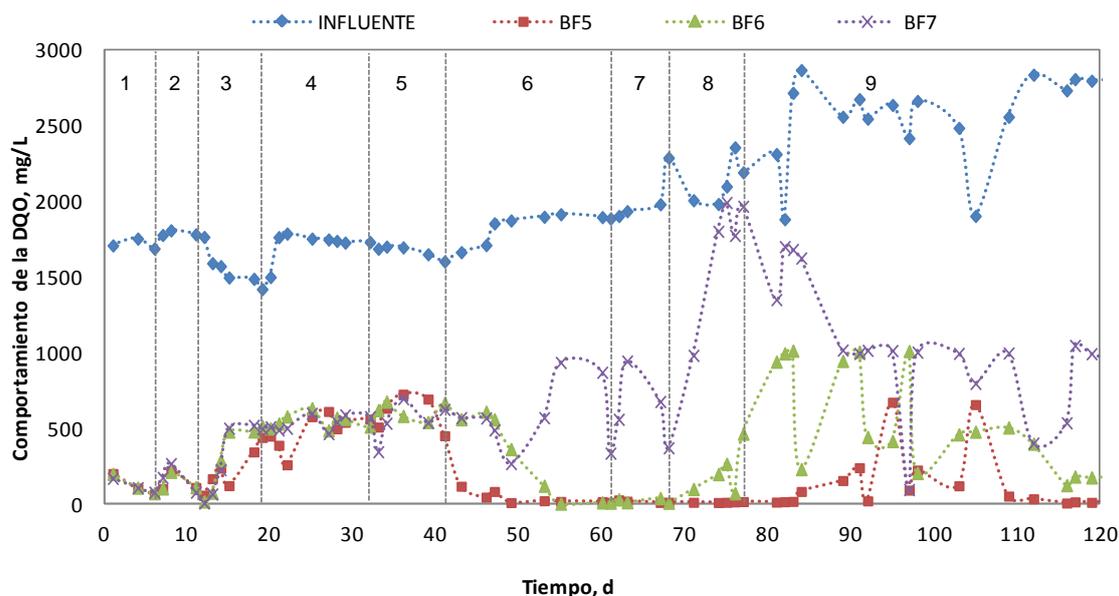


Figura 3.16 Comportamiento de la DQO (mg/L) etapa 2. BF 3.5L

En los periodos 1, 2 y 3 los biofiltros se alimentaron con la solución sintética con 1000 mg/L de sacarosa, y se observa que en los efluentes se obtiene una concentración menor de 500 mg/L a partir de un influente de 1700 mg/L aproximadamente de DQO teniendo una disminución del 90% aproximadamente para los tres sistemas (Figura 3.17), sin embargo en el periodo 4 se muestra un aumento en la concentración de los efluentes, debido a que se disminuyó la concentración de sacarosa a 500 mg/L, durante este periodo se observaron porcentajes en la disminución de DQO del 75 al 80% , por lo que se decidió disminuir la concentración de fenol a 532 mg/L (Periodo 5) y aumentar la concentración de sacarosa a 1000 mg/L, en el cual se obtuvieron eficiencias del 65% aproximadamente; posteriormente incrementó la concentración de fenol poco a poco, se aumentó a 570 mg/L de fenol (Periodo 6) donde las eficiencias fueron mayores, se alcanzó una disminución del 95 al 99% para los biofiltros BF5 y BF6 y del 70% aproximadamente para el BF7.

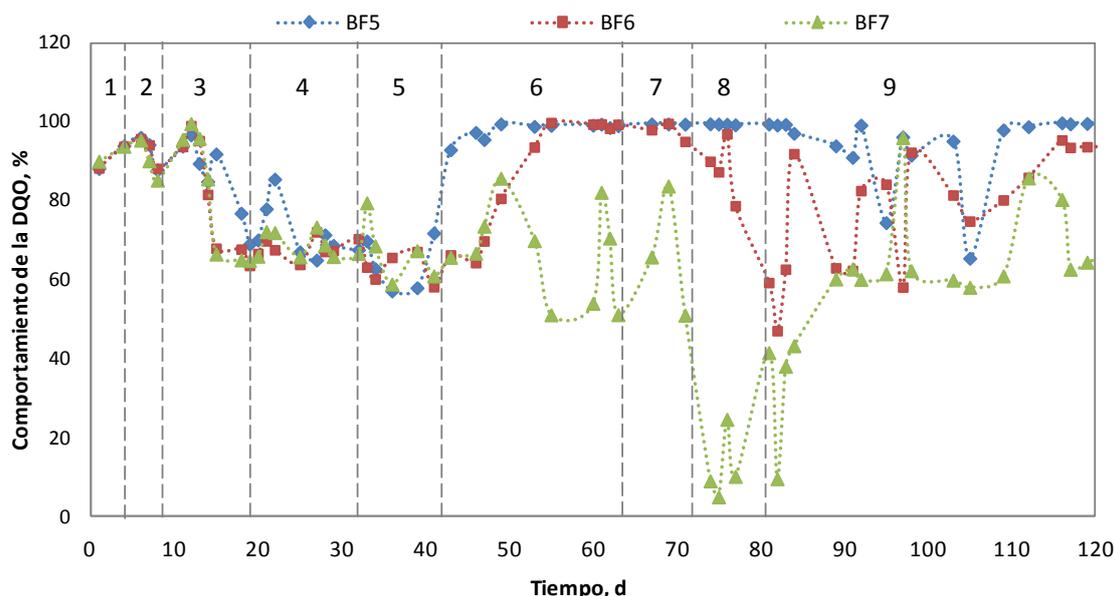


Figura 3.17 Comportamiento de la DQO (%) etapa 2. BF 3.5L

En los periodos 7, 8 y 9 los biofiltros se alimentaron con la solución sintética en la cual se adicionaron micronutrientes (Tabla 3.1), en donde los biofiltros BF5 y BF6 mostraron mejores eficiencias del 86 al 97% comparadas con la eficiencia del BF7 las cuales fueron del 60%. Durante el periodo 9 se trabajó a una concentración de 720 mg/L fue la última concentración con la que se operaron los biofiltros, y se puede observar más estabilidad en este periodo. Donde el porcentaje en promedio mayor alcanzado fue del 97% para el BF5, para el BF6 fue de 85.5% y para el BF7 del 58.6%. La Tabla 3.11 presenta los valores medios en la disminución de DQO en cada uno de los periodos durante la etapa 2.

Tabla 3.11 Valores medios de DQO (%) en cada periodo

Periodo	BF5	BF6	BF7
1	92.7±4.1	92.6±3.8	93.1±2.7
2	93.2±3.8	93.8±4.4	92.6±6.3
3	80.4±9.8	73.8±12.2	74.0±13.4
4	71.9±7.3	68.4±2.7	69.3±3.2
5	72.8±16.2	63.6±3.3	66.8±6.6
6	98.7±1.2	93.2±10.7	67.1±12.8
7	99.4±0.1	93.8±5.0	34.7±32.8
8	99.3±0.1	62.0±13.0	24.9±17.3
9	96.2±7.7	87.4±10.4	67.4±10.1

La Figura 3.18 presenta el comportamiento de la DQO comparando el biofiltro 1 y 2, para observar las diferencias de las eficiencias entre cada uno de los sistemas. Periodo 1 y 2 no muestran diferencia alguna, en el periodo 3 el BF5 muestra mayor disminución de DQO que el BF6, en el periodo 4 son muy similares ambos biofiltros, en el periodo 5 es muy poca la diferencia teniendo una disminución media de DQO de 73% el BF5 y de 64% el BF6, de igual forma se comportan en los periodos 6 y 7 con eficiencias muy similares, sin embargo en el periodo 8 el BF5 muestra una eficiencia del 99% y el BF6 de 62% y finalmente en el periodo 9 se obtuvo una disminución media de 96% para el BF5 y del 87% para el BF6.

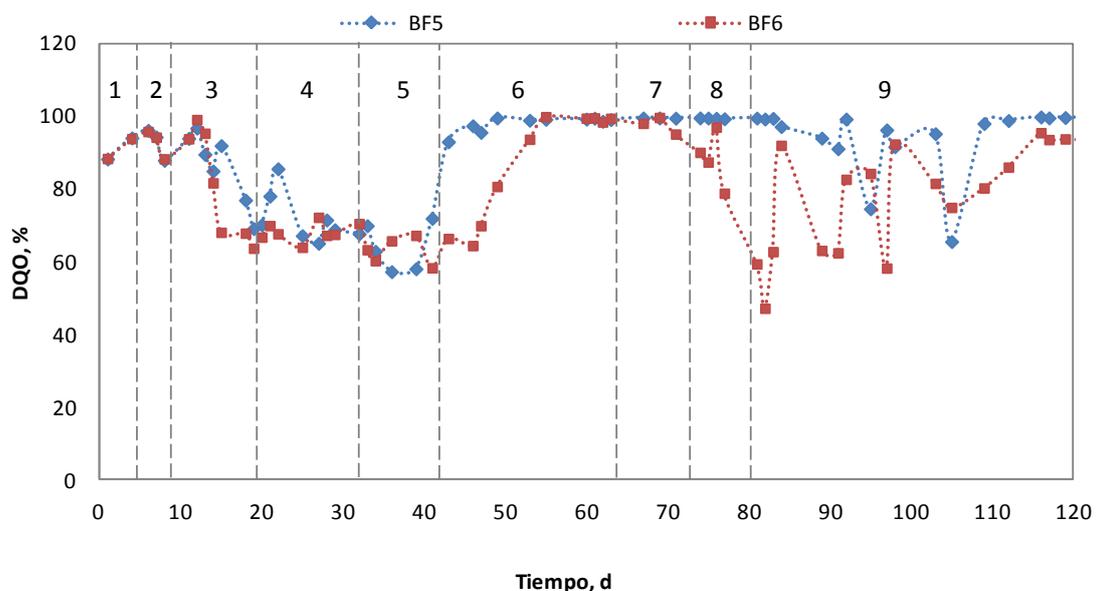


Figura 3.18 Comportamiento de la DQO (%) BF5/BF6

En cuanto a la comparación entre los biofiltros 5 y 7 en la disminución de DQO, se puede observar la Figura 3.19, en los primeros 2 periodos se comportan muy similares ambos biofiltros, en el periodo 3 el BF5 tiene mejor eficiencia de 80% comparado con el BF7 de 74%, para los periodos 4 y 5 son muy similares, pero a partir del periodo 6 las eficiencias en la disminución de DQO son mejores utilizando el BF5. En el periodo 8 solo se obtuvo una disminución media de DQO del 25% para el BF7 cuando en el BF5 se obtuvo una disminución del 99%, ya en el periodo 9 para el BF7 las eficiencias aumentaron a 67% aún menores que las eficiencias en el BF5 siendo estas de 96%.

Definitivamente, en este biofiltro no fue necesario el uso de nanopartículas como parte del empaque, ya que por sí sola la turba alcanza eficiencias mayores al 95%.

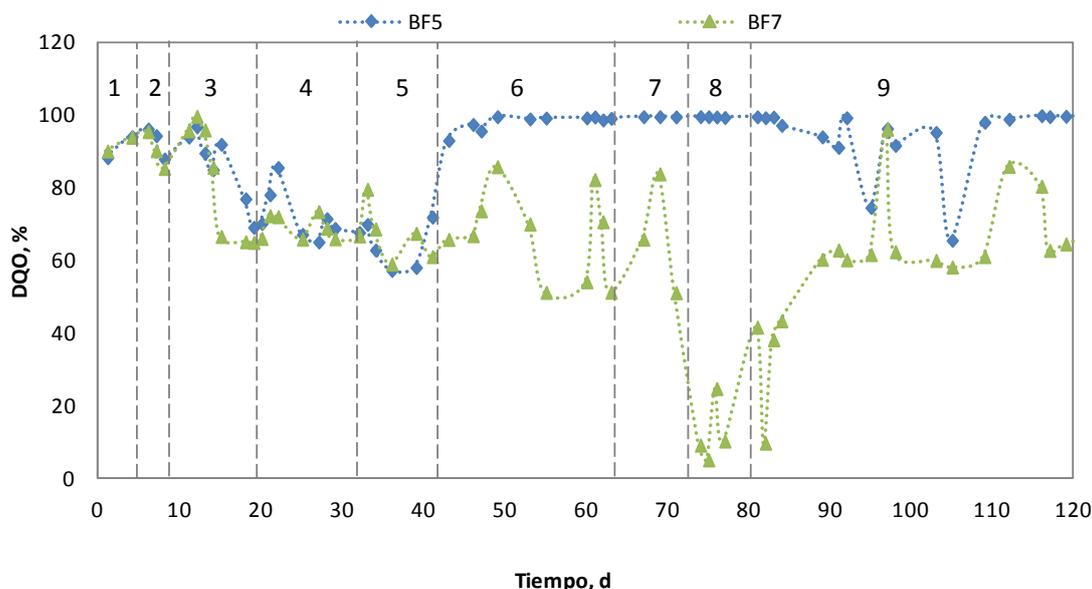


Figura 3.19 Remoción de DQO (%) BF5/BF7

Se analizaron parámetros de pH y temperatura durante esta etapa, para conocer las condiciones de los sistemas.

3.3.2.2 Comportamiento del pH, temperatura y conductividad

Durante esta se observaron unidades de pH de 7.0 a 7.4 tanto en la entrada al sistema como en las salidas del mismo, y se mantuvo en este intervalo durante todo el proceso, se ha reportado que el rango de degradación de fenol optima se encuentra cercano a la neutralidad 6.0 – 8.0. (Luo Q, Zhang X, et al.,2005). La Tabla 3.12 presenta los valores medios obtenidos de pH y temperatura para cada uno de los sistemas.

Tabla 3.12 Resultados de pH, temperatura y conductividad, etapa 2 BF 3.5L

Parámetro	Influyente	BF5	BF6	BF7
pH	7.4±0.20	7.2±0.39	7.0±0.37	7.0±0.40
Temperatura°C	25.3±1.64	24.7±1.39	24.7±1.41	24.8±1.37
Conductividad ms/cm	1.56±0.17	1.38±0.20	1.38±0.22	1.50±0.20

Durante este periodo la temperatura se mantuvo en un intervalo de 24.7 a 25.3°C tanto en el influente como en los efluentes de los 3 sistemas de biofiltración. En la degradación del fenol, la temperatura a la cual favorece la biodegradación de este compuesto por parte de los microorganismos es de 30°C. La temperatura con la que operaron estos sistemas fue menor de 30°C, sin embargo no afectó en la biodegradación del fenol. Los valores de la conductividad analizada durante esta etapa fueron en promedio de 1.56 ms/cm en el influente y de 1.38 ms/cm para el BF5 y BF6 y de 1.50 ms/cm para el BF7, como se observa en la Tabla 3.12.

3.3.2.3 Remoción de fenol

La Tabla 3.13 presenta los resultados de la concentración obtenida en los efluentes de los biofiltros para cada periodo y sus porcentajes de remoción. Se observa que en el periodo 1 y 2 la remoción del fenol fue mayor al 89%, sin embargo en el periodo 3, 4 y 5 sólo se alcanzaron porcentajes menores de 70%, esto se debió a la disminución del cosustrato en el periodo 3, y durante el periodo 4 y 5 se logró la aclimatación de los microorganismos al fenol ya que en el periodo 6 y 7 se observaron mejores eficiencias, para el BF5 del 75%, para el BF6 del 91% y para el BF7 del 80%.

Tabla 3.13 Remoción de fenol (mg/L) BF 3.5L

Periodo	Influente (mg/L)	BF5		BF6		BF7	
		(mg/L)	(%)	(mg/L)	(%)	(mg/L)	(%)
1	257	39.3	84.7	29.3	88.6	33.2	87.1
2	563	54.0	90.4	47.7	91.5	58.6	89.6
3	770	456.3	40.7	271.3	64.8	379.2	50.8
4	761	431.2	43.3	250.0	67.1	344.9	54.7
5	532	288.5	45.8	261.9	50.8	163.1	69.3
6	570	127.5	77.6	48.4	91.5	100.9	82.3
7	612	161.7	73.6	50.6	91.7	141.0	77.0
8	656	3.8	99.4	103.0	84.3	371.1	43.4
9	720	14.5	98.0	16.2	97.7	312.4	56.6

La Figura 3.20 presenta el comportamiento del fenol (mg/L), en el periodo 3 (770 mg/L de fenol) se disminuyó la concentración de cosustrato (500 mg/L) y se puede observar un aumento en la concentración de fenol en los efluentes

para cada biofiltro, posteriormente se manejó la misma concentración pero utilizando nuevamente 1000 mg/L de sacarosa, sin embargo la concentración de fenol no disminuyó suficiente, por lo que, se decidió disminuir la concentración de fenol en el periodo 5 a 532 mg/L manteniendo la misma concentración de cosustrato (1000 mg/L). La concentración de fenol en este periodo 5 fue de 532 mg/L en el influente, logrando aumentar el porcentaje de remoción en los efluentes de un 45 a un 70%. Poco a poco se fue aumentando la concentración nuevamente de fenol hasta llegar a 752 mg/L en donde se obtuvieron porcentajes de remoción en promedio del periodo 5 al 9 del 93% para los biofiltros BF5 y BF6 y un 60% para el biofiltro BF7. El periodo 9 tuvo una duración de 74 días aproximadamente.

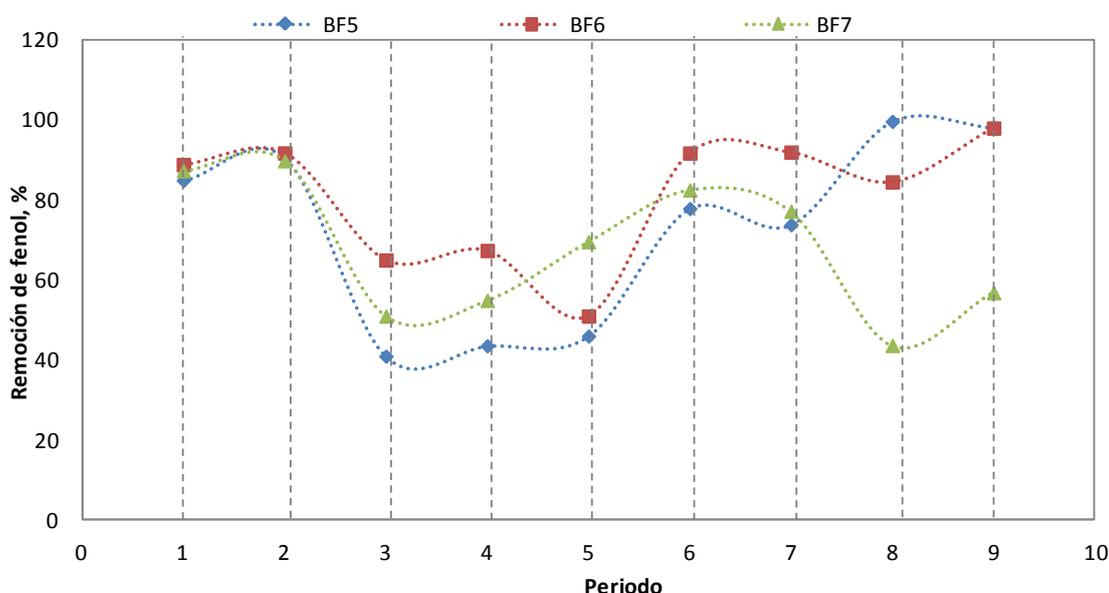


Figura 3.20 Remoción de fenol (mg/L) BF 3.5L

La disminución del cosustrato en el periodo 3 fue un error experimental al igual que en los biofiltros de volumen de 1L, ya que en este periodo se llevaron a cabo las pruebas en paralelo, este error nos permitió saber si los microorganismos podrían utilizar el fenol únicamente como fuente de carbono y energía, no obstante, la alimentación de cosustrato no se disminuyó paulatinamente y esto provocó una inhibición en los microorganismos presentes en el medio, a raíz de esto, fue necesario incrementar nuevamente el cosustrato para permitir la aclimatación de los microorganismos al fenol.

3.3.2.4 Pruebas de toxicidad

Se llevaron a cabo análisis de toxicidad de los efluentes de los sistemas de biofiltración, se tomó muestra del periodo 6 donde la concentración de fenol a la entrada fue de 570 mg/L y del periodo 9 de 752 mg/L. Los análisis de las muestras extraídas de los efluentes del periodo 6, fueron altamente tóxicas de acuerdo con la clasificación mostrada en la Tabla 3.5, ya que la concentración remanente fue de 127, 48 y 100 mg/L de fenol para los biofiltros 5, 6 y 7 respectivamente. Para las muestras del periodo 9, el efluente del BF5 y BF7 presentó alta toxicidad (UT>4) y el efluente del BF6 fue tóxico (UT 2-4), ya que las concentraciones de fenol en los efluentes fueron mayores a 10 mg/L (13.6, 10.3 y 443 mg/L para cada biofiltro respectivamente) por lo que son tóxicos o altamente tóxicos. El objetivo de este análisis es determinar la toxicidad de los efluentes para disminuir el impacto que causen en el sistema de tratamiento biológico posterior.

3.3.2.5 Remoción de COT

La Tabla 4.14 presenta los resultados obtenidos de las pruebas de COT en el influente y los efluentes de cada biofiltro cuando se trabajaron los biofiltros de V=3.5 L. Se extrajo una muestra que contenía 752 mg/L de fenol, siendo esta la última concentración con la que se operaron estos sistemas de biofiltración. Teóricamente se tienen 995.9 mg/L de carbono en el influente, de acuerdo con un análisis cuantitativo obteniendo los mg/L de carbono que corresponden a la molécula del fenol más la molécula de la sacarosa.

Tabla 3.14 Remoción de COT (mg/L) BF 3.5L

	COT (mg/L)	Remoción (%)
Influente	1150.10	
BF5	13.45	98.8
BF6	133.34	88.4
BF7	424.55	63.1

Se obtuvo su porcentaje de remoción para cada sistema de biofiltración, teniendo un 98.8% para el BF5, 88.4% para el BF6 y el 63% para el BF7. La

mayor remoción alcanzada fue utilizando el biofiltro que se empaco únicamente con turba siendo este del 98.8%.

3.3.3 Determinación del TRH

Las pruebas de vaciado permitieron obtener el tiempo de residencia hidráulica de cada uno de los sistemas de biofiltración, los cuales se presentan en la Tabla 3.15. Los datos obtenidos y los cálculos realizados se muestran en la Tabla 13 del Anexo 1.

Tabla 3.15 Determinación de TRH BF 3.5L

	BF5	BF6	BF7
Caudal (L/d)	2.3	2.3	2.5
TRH (h)	25.8	25.6	25.8

3.4 Resultados de la determinación de la capacidad de adsorción de cada material

Para las 4 columnas se monitorearon DQO total y DQO soluble, ya que al determinar la DQO total no había una disminución en los efluentes de las columnas y esto podía deberse a un arrastre de los materiales en el agua a analizar y la lectura de DQO pudiera ser del material y no del fenol únicamente, así es que se filtró el efluente de cada columna y se midió DQO y Fenol. Sin embargo, aun así no se notaba una disminución en la concentración de DQO de los efluentes comparados con el influente, las muestras se obtuvieron a diferentes tiempos cada hora y después cada dos horas y posteriormente se obtuvieron muestras cada día.

La Figura 3.21 presenta el comportamiento de la DQO soluble de los efluentes de las columnas empacadas durante las primeras 8 horas de operación, alcanzando únicamente un 15% de remoción. La Figura 3.22 presenta el comportamiento a 1, 2 y 3 días de operación donde máximo se alcanzó un porcentaje de 23.6%.

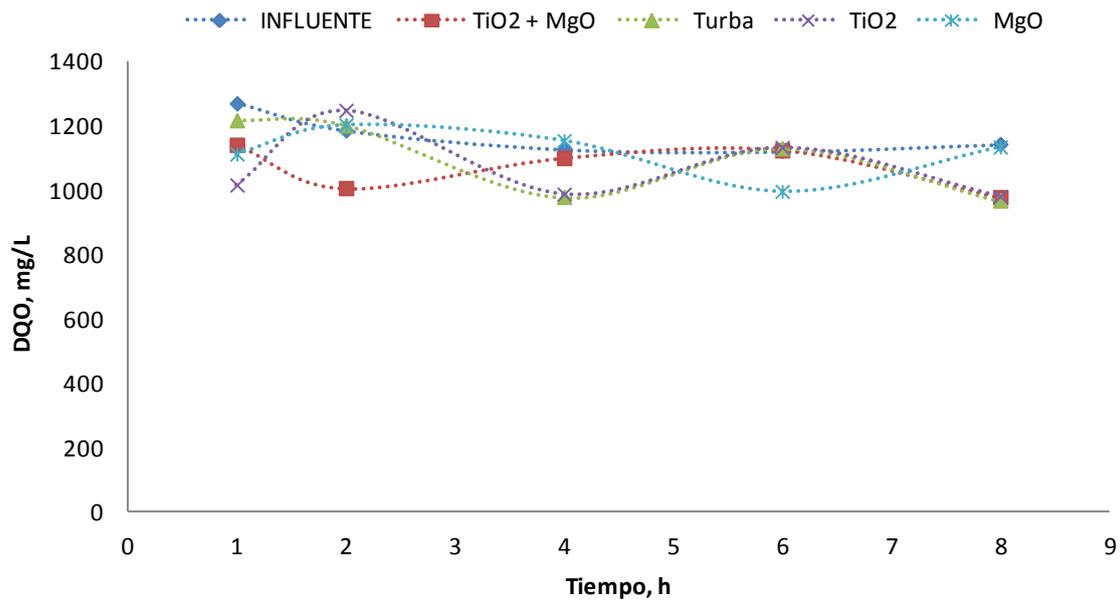


Figura 3.21 Comportamiento de la DQO (mg/L) en las primeras 8 horas

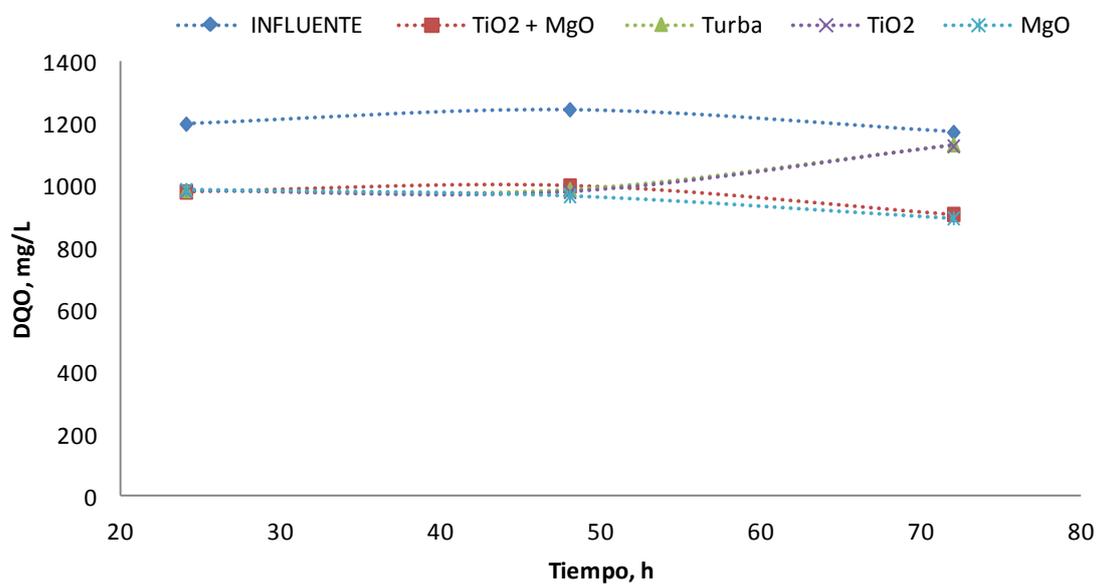


Figura 3.22 Comportamiento de la DQO (mg/L) a las 24, 48 y 72 horas

Al tercer día de operación de las columnas se obtuvo una muestra para realizar un análisis de fenol y saber si había una disminución en cuanto al contaminante, la Tabla 3.16 presenta los resultados del análisis de fenol para cada columna.

Tabla 3.16 Remoción de fenol de las columnas de adsorción

Material de empaque	Fenol en la entrada (mg/L)	Fenol en la salida (mg/L)	Fenol adsorbido en el material (mg)	Remoción (%)
Turba	630	438.6	191.6	30.4
TiO ₂ + MgO	630	440.54	189.7	30.1
MgO	630	398.11	232	36.8
TiO ₂	630	432.58	197.6	31.4

Con estos datos podemos obtener la capacidad que tiene cada material para adsorber el contaminante. Por cada gramo de turba se adsorbieron 191.62 mg de fenol, y para el nanomaterial (TiO₂ + MgO) se adsorbieron 189.66 mg de fenol, para el TiO₂ se adsorbieron 197.62 mg de fenol y para el MgO se adsorbieron 232.09 mg de fenol a partir de una concentración inicial de fenol de 630 mg/L. Sin embargo el porcentaje de remoción en las 4 columnas no fue mayor del 40%, por lo que podríamos atribuirle a la biodegradación el mayor porcentaje de remoción del contaminante.

3.5 Resultados de la determinación de fenol retenido en el material de empaque

En la Tabla 3.17 se observan los resultados obtenidos de la determinación de fenol del medio de empaque de cada sistema de biofiltración operado.

Tabla 3.17 Determinación de fenol en el medio de empaque

Biofiltros	mg/L fenol en 20 g de material de empaque	Material total empacado en cada biofiltro (g)	mg de fenol en todo el material de empaque
BF1	23.9	262.5	313.7
BF2	19.2	253.9	243.8
BF3	16.0	281.3	225.4
BF4	25.7	274.8	352.8
BF5	21.2	1894.5	2005.5
BF6	22.1	1668.7	1843.7
BF7	21.5	1841.7	1981.9

Para los biofiltros de V=1 L la concentración de fenol retenida en el empaque de los 4 sistemas de biofiltración fue aproximadamente de 300 mg de fenol, estos datos podrían ser útiles para realizar un balance del fenol, sin embargo, durante todo el proceso se operaron los biofiltros a diferentes concentraciones

a diferentes tiempos, por lo que es difícil considerar estos datos para un balance. Para lograr esto, es necesario realizar el análisis del material del empaque a diferentes concentraciones.

Así mismo, para los biofiltros de 3.5 L se obtuvo una concentración aproximadamente de 2000 mg de fenol en todo el empaque, considerando que se utilizó 9 veces más empaque que en los biofiltros de 1L.

3.6 Resultados de la identificación de enterobacterias

La tabla 3.18 enlista las especies de enterobacterias encontradas en el medio de empaque.

Tabla 3.18 Enterobacterias encontradas en el empaque

Especie
<i>Pseudomonas fluorescens-putida</i>
<i>Enterobacter sakazakii</i>
<i>Kluyvera spp</i>
<i>Enterobacter cloacae</i>
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
<i>Raoultella terrigena</i>
<i>Enterobacter aerogenes</i>
<i>Serratia liquefaciens</i>

La degradación del fenol a nivel biótico, esta mediada principalmente por organismos capaces de utilizar este compuesto como fuente de C y energía. Las bacterias pueden llevar a cabo el proceso de biodegradación del fenol, en especial las Gram negativas, siendo el género *Pseudomonas sp* el mas reportado con esta capacidad (Wael, 2003 y Annadurai, 2007), otros géneros de bacterias Gram negativas han sido reportados en la degradación del fenol, entre las que se encuentran *Agrobacterium*, *Acinetobacter*, *Burkholderia*, *Klebsiella* entre otros, no obstante las bacterias Gram positivas también tienen la capacidad de degradar este compuesto, como por ejemplo el género *Rhodococcus*. Sin embargo independientemente del tipo de bacteria, estas poseen gran actividad de monooxigenasas y dioxigenasas que permiten degradar este compuesto (Wael, 2003).

CAPÍTULO 4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 Conclusiones

1. Se confirmó experimentalmente la capacidad de remoción de fenol utilizando biofiltros empacados con turba y nanopartículas de TiO_2 y MgO , alcanzando porcentajes de remoción superiores al 90%.
2. Se determinó la dosis de nanomaterial a utilizar para el empacado de los biofiltros mediante la prueba de jarras, teniendo como mejor dosis la concentración de 0.6 g/L de nanomaterial.
3. Se demostró la importancia de la aclimatación gradual de la biomasa para la degradación de fenol, ya que al operar los biofiltros de 1L durante los periodos del 1 al 7 (20 a 563 mg/L de fenol) la turba por si sola presentó mayores eficiencias en la disminución de DQO y fenol, alcanzando porcentajes mayores al 96%, sin embargo al generarse problemas en la aclimatación, el uso de las nanopartículas permitieron obtener mejores eficiencias que la turba, siendo justificable su uso.
4. Se operaron biofiltros utilizando un volumen mayor (3.5L), y se observó que el biofiltro empacado con turba siempre mostró mejores eficiencias en la disminución de DQO que los biofiltros empacados con turba + nanopartículas, teniendo una disminución media del 89%. Sin embargo, en la remoción de fenol, las nanopartículas presentaron mayores porcentajes de remoción comparados con la turba.
5. Las nanopartículas fueron más eficientes cuando se presentaron problemas en la aclimatación de la biomasa, permitiendo ayudar a la turba y al consorcio microbiano presente en ella, para la remoción de fenol.

6. El mejor sistema de biofiltración es usando una concentración de 0.3 g/L de nanopartículas en el empaque, ya que en caso de existir condiciones no estables como la ausencia o disminución de un cosustrato o el incremento repentino en la concentración de fenol y otras causas, este sistema permite la remoción de fenol, teniendo eficiencias mayores al 80%.
7. Las mejores eficiencias alcanzadas fueron a una concentración de 563 mg/L de fenol, teniendo remociones mayores al 96% de fenol y DQO para los biofiltros de 1L, y posteriormente se incrementó la concentración a 672 mg/L de fenol, logrando eficiencias mayores al 80%. Para los biofiltros de 3.5 L se disminuyó la DQO y el fenol a un 96% con una concentración máxima de operación de 720 mg/L de fenol.
8. De acuerdo con las pruebas de adsorción que se realizaron, se observó que la remoción de fenol se llevó a cabo en su mayoría por el mecanismo de biodegradación mediante el consorcio bacteriano presente en el empaque (60%) y por los mecanismos de adsorción y filtración (40%).
9. La biofiltración es una opción viable para la remoción de fenol contenido en aguas residuales, por lo que se cumple la hipótesis planteada de que es posible amortiguar el efecto negativo del compuesto tóxico (fenol) al disminuir su concentración, con el uso de filtros empacados con turba y el uso de un nanomaterial, minimizando el impacto que causen en el sistema de tratamiento biológico.

4.2 Recomendaciones

1. La aclimatación de la biomasa es un factor muy importante para la remoción de fenol y el uso o no de nanopartículas como parte del empaque en los biofiltros. Ya que cuando no se tiene una aclimatación de la biomasa las nanopartículas presentan ser más eficientes que únicamente el uso de la turba. Para llevar a cabo la aclimatación de la biomasa al fenol, es necesario incorporar el contaminante de manera gradual y trabajar con la misma concentración en un periodo de 6 días como mínimo antes de aumentar la concentración (concentraciones bajas de fenol, menores de 500 mg/L) y un periodo de 15 días como mínimo cuando las concentraciones son altas, esto proporcionará un tiempo adecuado para que los microorganismos se adapten.
2. Realizar pruebas sin el uso del cosustrato y permitir el crecimiento y aclimatación de los microorganismos que puedan consumir el fenol como fuente de carbono y energía, ya que se han reportado diferentes tipos de bacterias capaces de biodegradar el fenol.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. APHA (2005). Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 21^a ed. American Public Health Association/American Water Works Association/Water Pollution Control Federation, Washington D.C. EE UU.
2. Ahumada, M. y Gómez, R. (2009). “Evaluación y selección de bacterias degradadoras de fenol por respirometría” Trabajo de grado de la Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá.
3. Alatorre, F. (2007). “Diseño de reactores empacados para la remoción de color en aguas residuales industriales” Tesis de Maestría, UNAM. México D.F.
4. Angulo, M.L., Betancourt, A.V., y Gil, E. (2008). “Tratamiento de Aguas por Electro-Oxidación” Cuadernos de Investigación, Proyectos de Grado de la Universidad EAFIT. Medellin, Colombia.
5. Annadurai, G., Lai Yi, L., y Jiunn-Fwu, L. (2007). “Biodegradation of phenol by *Pseudomonas pictorum* on immobilized with chitin” African Journal of Biotechnology. Vol. 6 (3), pp. 296-303.
6. Baena, N. (2005). “Degradación de Fenol mediante aireación y foto-Fenton: Estudio de las variables de operación a nivel planta piloto” Tesis de Maestría, IPN. México, D.F.
7. Bazaldúa, R., García, L., y Buitrón, G. (1996). “Operación de un proceso discontinuo secuencial SBR adicionado con carbón activado granular para la biodegradación de compuestos fenólicos”. Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental, AIDIS. México, D.F.

8. Bódalo, A., Gómez, J.L., Gómez, E., Hidalgo, A.M., Murcia, M^a D., y Gómez, M. (2006). "Eliminación de compuestos fenólicos en aguas residuales (II) Tratamientos físicos y biológicos" Ingeniería Química. Revista sobre ingeniería, control de procesos, operación, mantenimiento y medio ambiente. No. 432
9. Buitrón, G., y Ortiz, J. (1997). "Biodegradación de compuestos fenólicos por medio de un biofiltro discontinuo secuencial" Federación Mexicana de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales, AIDIS. Congreso nacional de ingeniería sanitaria y ciencias ambientales. Zacatecas.
10. Buitrón, G., Soto, G., Vite, G., y Moreno, J. (2001). "Strategies to enhance the biodegradation of toxic compounds using discontinuous processes" Water Science and Technology. Vol. 43 No. 3, pp. 283-290.
11. Claros, C., Acosta, A., Stia, E., Delfino, J., y Higa, L. (1996). "Biodegradación de compuestos fenólicos empleando un reactor anaeróbico de lecho fluidizado a escala piloto" Congreso interamericano de ingeniería sanitaria y ambiental. México D.F
12. Couillard, D. (1994). "The use of peat in wastewater treatment" Water Research. Vol. 28 No. 6 Québec, Canada.
13. Coupal, B., y Lalancette, J. M. (1976). The treatment of wastewater with peat moss. Water Research. Vol. 10 No. 12 Québec, Canada.
14. Environmental Protection Agency, EPA (2003). "Report of bioavailability of chemical waste with respect to the potential for soil bioremediation". Washington D.C. United States.
15. Escalante, R.M. (2002). "Biodegradación de crudo de petróleo en terrarios" Tesis de Maestría en Biotecnología.
16. Estrada, E., y García, L. (2004). "Biodegradación del 1-2 Dicloroetano de aguas residuales de la industria petroquímica por biofiltración sobre medio orgánico" Tesis de Licenciatura UAEM.

17. García, J. y Tuduri, B.F. (2011). "Principales sustancias irritantes en el humo del tabaco" *Tobacco Irrigation*. Vol. 2. No. 1, pp. 12-16. España.
18. García, L. A. (2009). "Aguas residuales: Problemática y necesidad para un desarrollo sustentable" *Revista Virtual Procesos Industriales*. No. 86 Bogotá, Colombia.
19. García, M., y Peralta, M.R. (2008). "Cometabolism in the biodegradation of hydrocarbons" *Revista Mexicana de Ingeniería Química, AMIDIQ*. Vol. 7 No. 1, pp. 1-12.
20. Garzón, M.A., Lessard, P., y Buelna, G. (2003). "Determination of the hydraulic residence time in a trickling biofilter filled with organic matter" *Environmental Technology* Vol. 24, pp. 605-614.
21. Garzón, M.A. (2004). "La Biofiltración sobre cama de turba, un tratamiento eficiente para diferentes tipos de agua residual industrial" *Memorias del XXIX Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental (AIDIS)*, San Juan, Puerto Rico.
22. Garzón, M.A., Lessard, P., Aubry, G., y Buelna, G. (2007). "Aeration effect on the efficiency of swine manure treatment in a trickling filter packed with organic materials" *Water Science and Technology* Vol. 55. No. 10, pp. 135-143.
23. Gil, E. (2002). "Fotocatálisis: una alternativa viable para la eliminación de compuestos orgánicos" *Revista Universidad EAFIT* No. 127, pp. 59-64.
24. Gutiérrez, C.E. (2001). "LAS NANOPARTÍCULAS, pequeñas estructuras con gran potencial" *Instituto Nacional de Investigaciones Nucleares*.

25. Hernández, J.M., García, L.M., y Zeifert, B.H. (2008). "Síntesis y caracterización de nanopartículas de N-TiO₂-Anatasa" Sociedad mexicana de ciencia y tecnología de superficies y materiales. Vol. 4 No.21, pp. 1-5.
26. Jaouich, B.A. (1975). Nitrate reduction in peat. Ph.D. Thesis. University of Minnesota, Minneapolis, MN.
27. Jiménez, MC., Arias, M., Lucero, M. (2004). "Extensión de la Adsorción de compuestos fenólicos sobre carbón activado vegetal". Memorias del XXIX Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental, AIDIS.
28. Luo, Q., Zhang X., Wang, H., y Qian, Y. (2005). "The use of non-uniform electrokinetics to enhance in situ bioremediation of phenol - contaminated soil" Journal of Hazardous Materials B121, pp. 187-194.
29. Mijaylova, P., Ramírez, E., y Sandoval, L. (2008). "Treatment of petroleum production wastewater for reuse in secondary oil recovery" Water Science & Technology. pp. 875-882.
30. Miranda, E. (2009). "Evaluación del Desempeño de dos procesos para el tratamiento del Colorante Azul Negro Directo. Tesis de Maestría. Posgrado UNAM
31. Moreno, I., y Buitrón, G. (2004). "Evolución de la actividad de los microorganismos en los procesos de aclimatación y desaclimatación al 4-clorofenol" XIV Congreso Nacional de la Federación Mexicana de Ingeniería Sanitaria y ciencias Ambientales.
32. Moreno, I., Betancur, M.J., Pérez, J. Jiménez, L., Moreno, J.A., y Buitrón, G. (2003). "Degradación de altas concentraciones de compuestos fenólicos en un biorreactor discontinuo con alimentación óptimamente controlada" XI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería.

33. Muftah, H.E., Shaheen, A.A., y Souzan, M. (2009) "Biodegradation of phenol by *Pseudomonas putida* immobilized in polyvinyl alcohol (PVA) gel" Journal of Hazardous Materials. No. 164, pp. 720-725.
34. Muftah, H.E., Sulaiman, A. y Manal, A. (2010) "Removal of phenol from petroleum refinery wastewater through adsorption on date-pit activated carbon" Chemical Engineering Journal. No. 162, pp. 997-1005.
35. Murcia (2007) "Riesgo Químico-Accidentes Graves, Fenol" Región de Murcia, Consejería de Sanidad.
36. Nano Tecnología México, S.A de C.V México, D.F
37. Norma Mexicana NMX-AA-050-SCFI-2001 "Determinación de Fenoles Totales en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas".
38. Norma Mexicana NMX-AA-112-1995-SCFI "Evaluación de Toxicidad aguda con *Photobacterium Phosphorum*- Método de Prueba".
39. Palomo, M., y Figueroa, U. (2007). "Variabilidad espacial aplicada a fenoles, DBO y DQO en agua residual a lo largo del Distrito de Riego 009" Revista de Ciencia y Tecnología de la UACJ, Volumen 4. No. 1, pp. 26-31.
40. Pardo, J.L., Perdomo, M.C., y Benavides, J.L. (2004). "Efecto de la adición de fertilizantes inorgánicos compuestos en la degradación de hidrocarburos en suelos contaminados con petróleo" Nova. Publicación Científica. Vol. 2 No. 2, pp. 40-49.
41. Ramalho, R. (1996) Tratamiento de aguas residuales. Editorial Reverte, Barcelona.
42. Razo, E., Iniestra, M., Olguín, P., y Puig, L. (2003). "Biodegradation of mixtures of phenolic compounds in an upward-flow anaerobic sludge blanket reactor" Journal of Environmental Engineering Vol. 129. No. 11, pp. 999-1006.

43. Rodríguez, A., Letón, P., Rosal, R., Dorado, M., Villar, S., y Sanz, J.M. (2006). "Tratamientos Avanzados de aguas residuales industriales" Informe de vigilancia tecnológica, CITME, CEIM, Comunidad de Madrid.
44. Rodríguez, M. (2003). "Fenton and UV-vis Based Advanced Oxidation Processes in Wastewater Treatment: Degradation, Mineralization and Biodegradability Enhancement" Tesis de Doctorado. Universidad de Barcelona.
45. Saldaña, P., Alcocer, V.H., Lerdo de Tejada, A., y Gómez, M^a A. (2002). "Calidad del agua en colectores de la ciudad de Puebla y la aplicación de análisis de toxicidad" XXVIII Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. AIDIS. Cancún, México
46. Shawabkeh, R., Khleifat, M., Al-Majali, I., y Tarawneh, K. (2007). "Rate of biodegradation of phenol by *Klebsiella oxytoca* in minimal médium and nutrient broth conditions" Bioremediation Journal. Vol. 9 No.1, pp. 13-19.
47. Suárez, M.A., Fernández, S.S., Gómez, J.A., y Martínez, J. (2007). "Cultivos bacterianos autóctonos con capacidad de degradar altas concentraciones de fenoles" Congreso Regional Universidad Autónoma de Nuevo León.
48. Vacca, V., Rincón, N., Colina, G., Marín, J., Díaz, A. Behling, E., Chacín, E., y Fernández, N. (2008). Anaerobic treatment for the removal of phenolic compounds and saturated hydrocarbons" Revista Técnica de la Facultad de Ingeniería Universidad del Zulia, Venezuela. Vol. 31. No.3, pp. 225-233.
49. Valera, V., Calvario, C., Waissman, J., y Vázquez, G. (2005). "Modelado de la inhibición de la biodegradación de fenol por gránulos aerobios" Revista Internacional de Contaminación Ambiental.
50. Wael, S.E., Mohamed, K.I., Mohamed, A.S., Fawkia, E.B., Naoya, O., Hiroshi, S., y Akikazu, A. (2003). "Isolation and characterization of phenol-catabolizing bacteria from a coking plant" Bioscience Biotechnology and Biochemical. Vol. 67. No. 9, pp. 2026-2029.

51. Wang, Y., Tian, Y., Han, B., Zhao, H., Bi, J., y Cai, B. (2007). "Biodegradation of phenol by free and immobilized *Acinetobacter* sp. Strain PD12" *Journal of environmental sciences*. Vol.19, pp. 222-225.
52. Zhu, X., Venosa, A.D., Suidan, M.T., y Lee, K. (2001). "Guidelines for the bioremediation of marine shorelines and freshwater wetlands" Environmental Protection Agency. Office of research and development national risk management research laboratory land remediation and pollution control division. Cincinnati.

ANEXO 1. Pruebas de vaciado

Una vez humidificada la turba, se realizaron pruebas para conocer el porcentaje de humedad del material de empaque. Se pesó una capsula de porcelana y después se adicionó una cantidad de turba y se pesó nuevamente, posteriormente se llevó a la estufa a una temperatura de 105°C durante 24 horas, finalmente se dejó enfriar la capsula y se pesó. La siguiente tabla muestra los resultados obtenidos.

Tabla A1.1 Resultados del porcentaje de humedad del material de empaque

Nombre	Valor
Peso Capsula (g)	68.5750
Capsula + MF (g)	81.2239
MF hum (g)	12.6489
Peso 24h (g)	71.9211
MF seco (g)	3.3461
% masa MF seco	26.45
masa de agua (g)	9.3028
% Hum en el MF	73.54

Después de realizar las pruebas se obtuvo un porcentaje de humedad del 73% para el material filtrante con el que se empacaron los biofiltros. Para el montaje de los biofiltros se utilizaron cuatro cilindros de acrílico con un volumen de 900 ml. En la parte inferior de cada biofiltro se colocaron 100 ml de grava como soporte para retener el medio filtrante, la cual fue previamente tamizada, lavada y seca, enseguida se colocó la turba, la cual se mezcló con el nanomaterial a diferentes concentraciones para tres de los biofiltros ya que uno de ellos fue testigo en el cual solo se colocó turba, finalmente se taparon perfectamente.

Pruebas de vaciado y determinación del TRH

Una vez empacados los biofiltros se llevaron a cabo las pruebas de vaciado y se tomó los valores de la tercera prueba.

Tabla A1.2 Resultados de la tercera prueba de vaciado

T (min)	BF ₁	BF ₂	BF ₃	BF ₄
1	168	162	194	228
2	8.4	3.5	14	12
4	6.4	0.9	12	11
15	5.2	4.2	6.8	10.2
30	1.6	1	4	4.2
60	2	3.4	2	4
180	3.2	0.5	1.3	4.6
240	1.4	2.2	2.8	1.2
420	0.8	3	1.8	1.8
1320	0.5	2.4	1	1.5

La Tabla 2 indica los volúmenes obtenidos después de realizar el vaciado de las columnas, posteriormente se determinó el volumen acumulado (Tabla 3) y el caudal de salida de cada biofiltro (Tabla 4), se realizó el grafico correspondiente y se obtuvo la ecuación para cada sistema.

Tabla A1.3 Volumen acumulado (ml)

T (min)	BF1	BF2	BF3	BF4
0	0	0	0	0
1	168.0	162.0	194	228
2	176.4	165.5	208	240
4	182.8	166.4	220	251
15	188.0	170.6	226.8	261.2
30	189.6	171.6	230.8	265.4
60	191.6	175	232.8	269.4
180	194.8	175.5	234.1	274
240	196.2	177.7	236.9	275.2
420	197.0	180.7	238.7	277
1320	197.5	183.1	239.7	278.5

Tabla A1.4 Caudal de salida (L/d)

T (min)	BF1	BF2	BF3	BF4
0				
1	241.9	233.3	279.36	328.32
2	12.096	5.0	20.16	17.28
4	4.608	0.648	8.64	7.92
15	0.7	0.5	0.890	1.335
30	0.1536	0.096	0.384	0.4032
60	0.096	0.1632	0.096	0.192
180	0.0384	0.006	0.0156	0.0552
240	0.0	0.1	0.0672	0.0288
420	0.0	0.0	0.0144	0.0144
1320	0.0008	0.00384	0.0016	0.0024

Finalmente se graficaron los valores obtenidos para cada sistema de biofiltración.

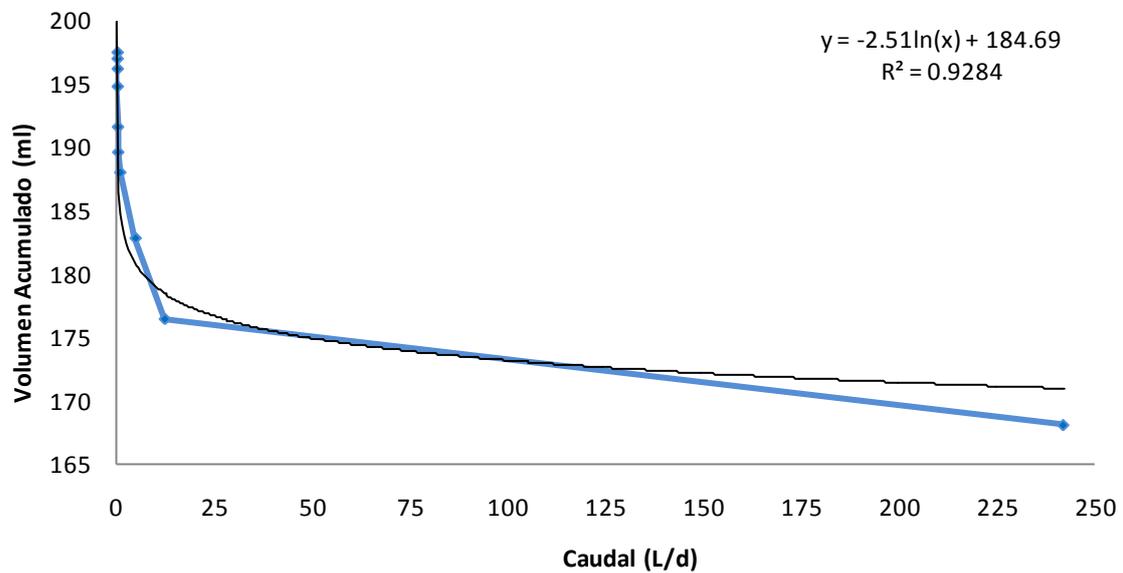


Figura A1.1 Curva de espacios vacíos BF₁ V =1L

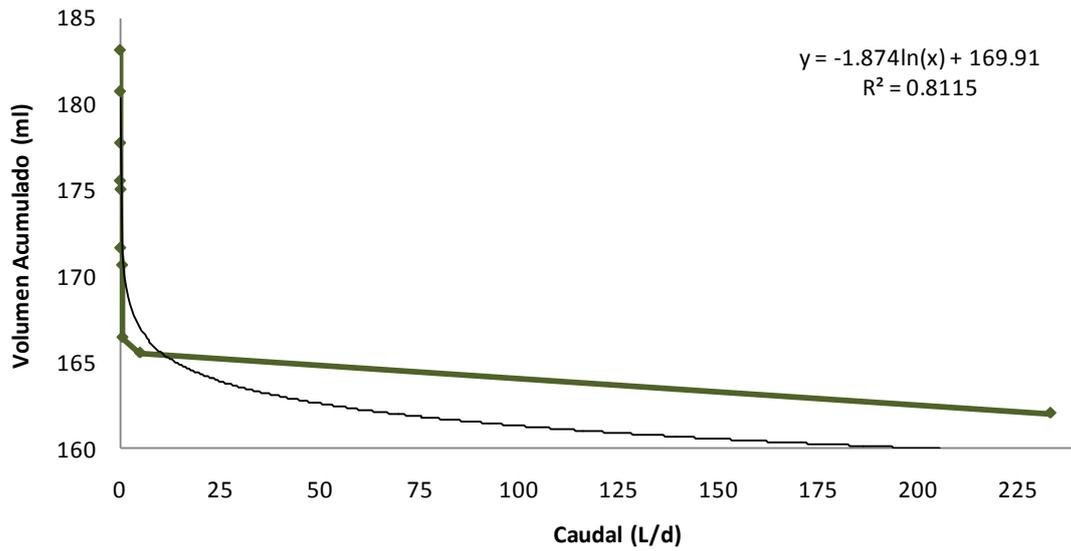


Figura A1.2 Curva de espacios vacios BF₂, V=1L

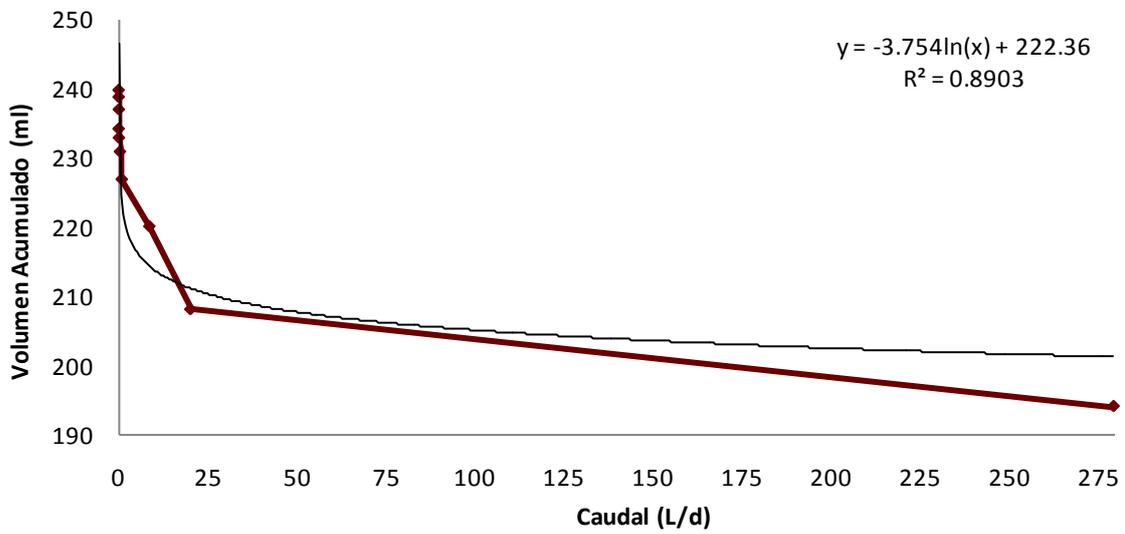


Figura A1.3 Curva de espacios vacios BF₃, V=1L

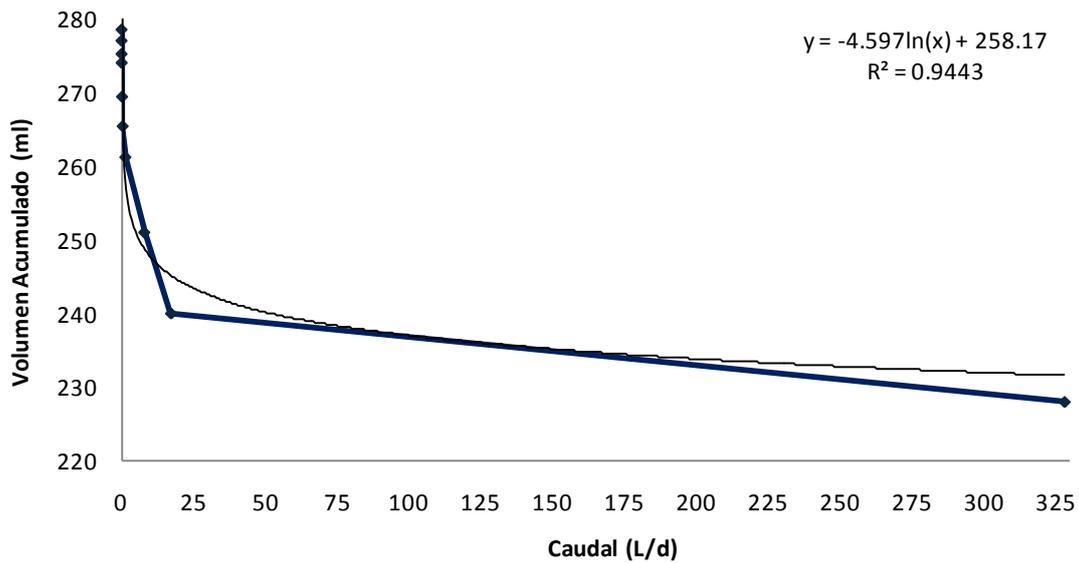


Figura A1.4 Curva de espacios vacíos BF₄, V=1L

Tabla A1.5 Ecuaciones de los biofiltros

BF1	BF2	BF34	BF4
$Y = -2.51\ln(x)+184.6$	$Y = -187\ln(x)+169.9$	$Y = -3.75\ln(x)+222.3$	$Y = -4.59\ln(x)+258.1$

Finalmente se determinó el porcentaje de humedad del material de cada biofiltro después de realizar las pruebas de vaciado, se tomó una muestra del material de cada sistema de la parte superior, media e inferior y se hizo un promedio, para poder determinar el volumen de agua retenido en el material y así sustituyendo en las ecuaciones obtenidas del gráfico se obtuvo el TRH.

Tabla A1.6 Volumen retenido en el medio de empaque

	BF1	BF2	BF3	BF4
%Humedad	74.10	71.45	73.20	81.10
V retenido (ml)	518.7	500.1	512.36	583.07

Sustituyendo el caudal de entrada a los biofiltros y el volumen retenido en el material, se calculó el TRH para cada biofiltro como se muestra en la Tabla 7.

Tabla A1.7 Determinación del TRH para los biofiltros de V=1L

	BF1	BF2	BF3	BF4
Caudal (L/d)	1	1	1	1
Volumen de espacios vacios (ml)	184.6	169.9	222.3	258.1
Vol. correspondiente a la porosidad	518.73	500.14	512.36	567.73
Vol real de agua en tratamiento (L)	0.334	0.330	0.290	0.309
TRH (hr)	8.0	7.9	7.0	7.4

Siguiendo el mismo procedimiento planteado anteriormente, se obtuvieron los resultados para los biofiltros de 3.5L como se muestran.

Tabla A1.8 Resultados de la tercera prueba de vaciado (ml)

T (min)	BF1	BF2	BF3
0	0	0	0
1	570	830	660
2	57	150	120
4	120	150	180
15	220	214	165
30	120	140	95
60	28	74	77
180	44	70	60
240	8	12	12
420	6	10	14
1320	27	29	28

La Tabla A1.2 indica los volúmenes obtenidos después de realizar el vaciado de las columnas de 3.5L, posteriormente se determinó el volumen acumulado (Tabla A1.9) y el caudal de salida de cada biofiltro (Tabla A1.10), se realizó el grafico correspondiente y se obtuvo la ecuación para cada sistema.

Tabla A1.9 Volumen acumulado (ml) biofiltros 3.5L

T (min)	BF1	BF2	BF3
0	0	0	0
1	570	830	660
2	627	980	780
4	747	1130	960
15	967	1344	1125
30	1087	1484	1220
60	1115	1558	1297
180	1159	1628	1357
240	1167	1640	1369

420	1173	1650	1383
1320	1200	1679	1411

Tabla A1.10 Caudal de salida (L/d) biofiltros de 3.5L

T (min)	BF1	BF2	BF3
0			
1	820.8	1195.2	950.4
2	82.08	216	172.8
4	86.4	108	129.6
15	28.8	28.01	21.6
30	11.52	13.44	9.12
60	1.344	3.552	3.696
180	0.528	0.84	0.72
240	0.192	0.288	0.288
420	0.048	0.08	0.112
1320	0.0432	0.0464	0.0448

Finalmente se graficaron los valores obtenidos para cada sistema de biofiltración.

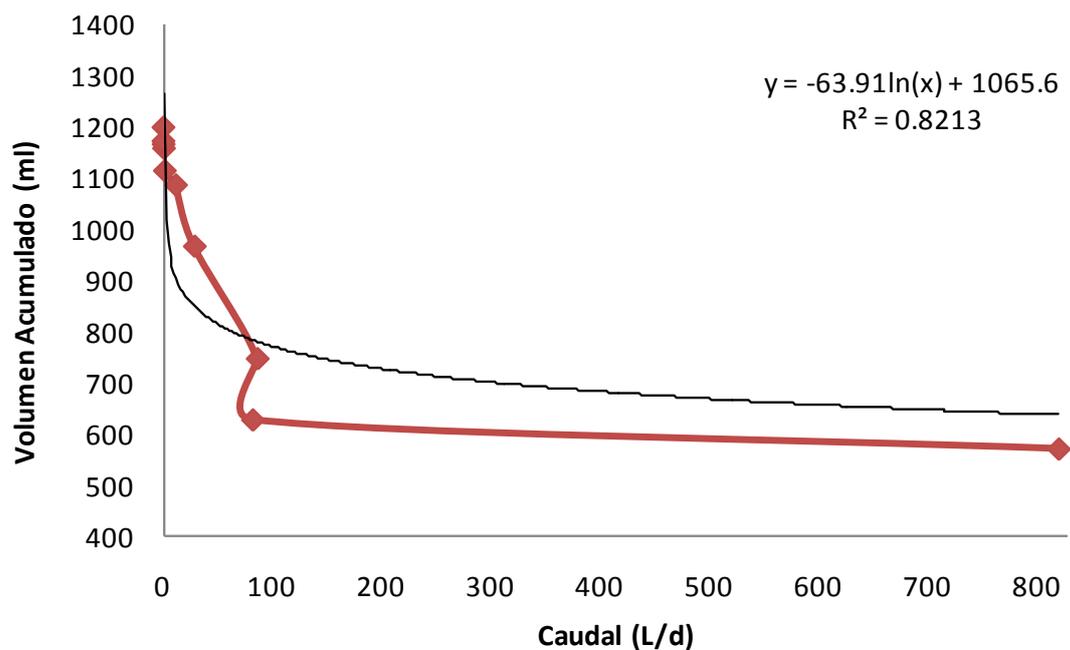


Figura A1.5 Curva de espacios vacíos BF₁, V=3.5L

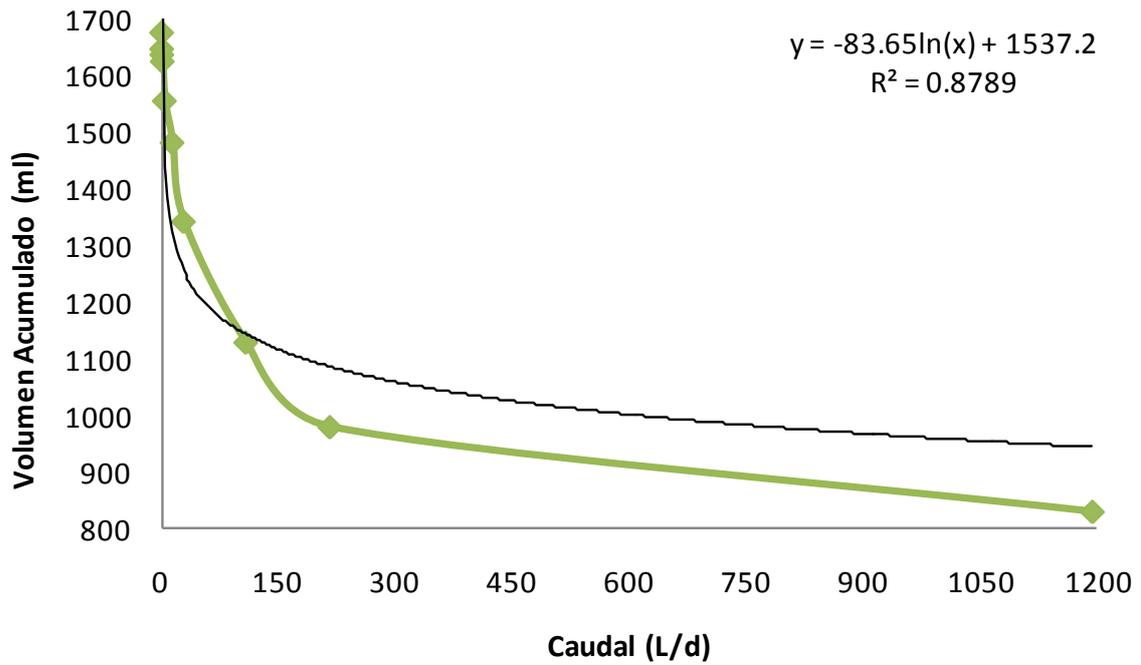


Figura A1.6 Curva de espacios vacios BF₂, V=3.5L

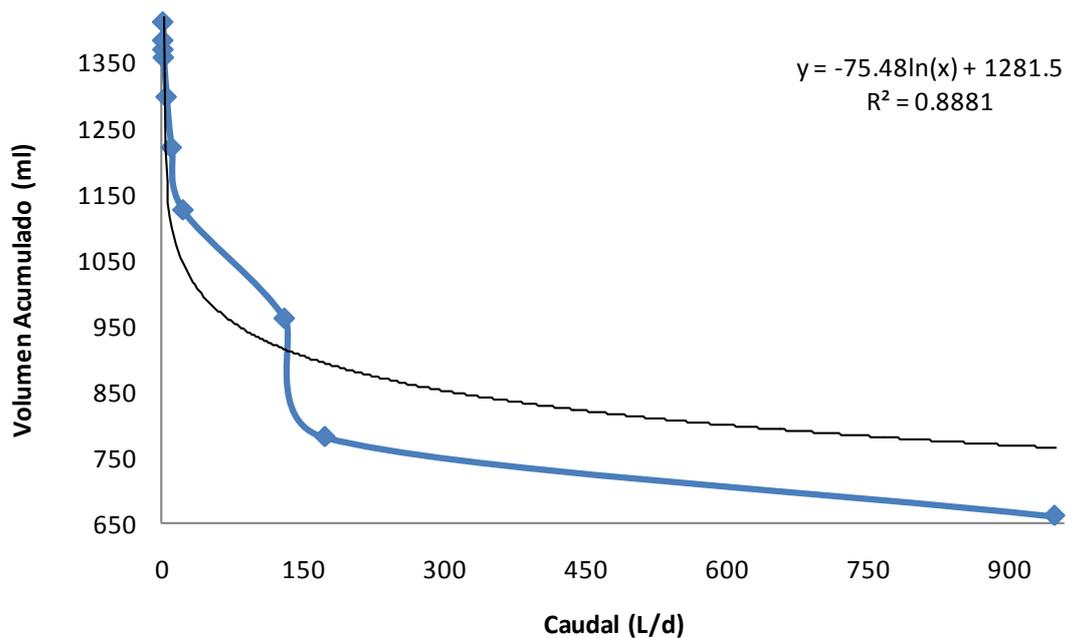


Figura A1.7 Curva de espacios vacios BF₃, V=3.5L

Tabla A1.11 Ecuaciones de los biofiltros V=3.5L

BF1	BF2	BF3
$Y = -63.91\ln(x)+1065.6$	$Y = -83.65\ln(x)+1537.2$	$Y = -75.48\ln(x)+1281.5$

Finalmente, se determinó el porcentaje de humedad del material de cada biofiltro después de realizar las pruebas de vaciado, se tomó una muestra del material de cada sistema de la parte superior, para poder determinar el volumen de agua retenido en el material y así sustituyendo en las ecuaciones obtenidas del grafico se obtuvo el TRH.

Tabla A1.12 Volumen retenido en el medio de empaque

	BF1	BF2	BF3
%Humedad	75.43	74.89	75.61
V retenido (ml)	3487.68	3929.06	3843.64

Sustituyendo el caudal de entrada a los biofiltros y el volumen retenido en el material, se calculó el TRH para cada biofiltro como se muestra en la Tabla A1.13.

Tabla A1.13 Determinación del TRH para los biofiltros de V=3.5L

	BF1	BF2	BF3
Caudal (L/d)	2.3	2.3	2.5
Volumen de espacios vacios (ml)	1011.77	1467.36	1218.19
Vol. correspondiente a la porosidad	3487.68	3929.06	3843.64
Vol real de agua en tratamiento (L)	2475.91	2461.69	26.25.44
TRH (hras)	25.8	25.6	25.8

Finalmente la Tabla A1.14 muestra el volumen de cada biofiltro y su TRH.

Tabla A1.14 Volumen y TRH de los biofiltros operados

Biofiltro	Volumen (L)	TRH (h)
Testigo (Turba)	1	8.0
Turba + 0.3 g Nanomaterial	1	7.9
Turba + 0.6 g de nanomaterial	1	7.0
Turba + 0.9 g de Nanomaterial	1	7.4
Testigo (Turba)	3.5	25.8
Turba + 0.3 g Nanomaterial	3.5	25.6
Turba + 0.9 g de Nanomaterial	3.5	25.8

ANEXO 2. Curva de calibración para el Fenol

Para realizar la curva de calibración se preparó una solución madre de fenol con una concentración de 1020 mg/L, posteriormente se preparó la solución intermedia de fenol tomando 5 ml de la solución madre y disolviendo en 500 ml de agua desionizada para obtener una concentración de 10 mg/L aproximadamente de fenol, finalmente se tomaron diferentes alícuotas de la solución intermedia de fenol para preparar estándares con concentraciones de 0.01, 0.02, 0.04, 0.08 y 0.1 mg/L, midiendo volúmenes de 5, 10, 20, 40 y 50 ml respectivamente. Se leyeron en espectrofotómetro a 460 nm usando una celda de 1 cm de paso óptico.

Los estándares no se destilaron únicamente se desarrolló el color para determinar la concentración y su absorbancia para cada una de las muestras. Una vez desarrollado del color se leyeron en un espectrofotómetro con una longitud de onda de 460 nm y se obtuvo la curva correspondiente (Figura 1)

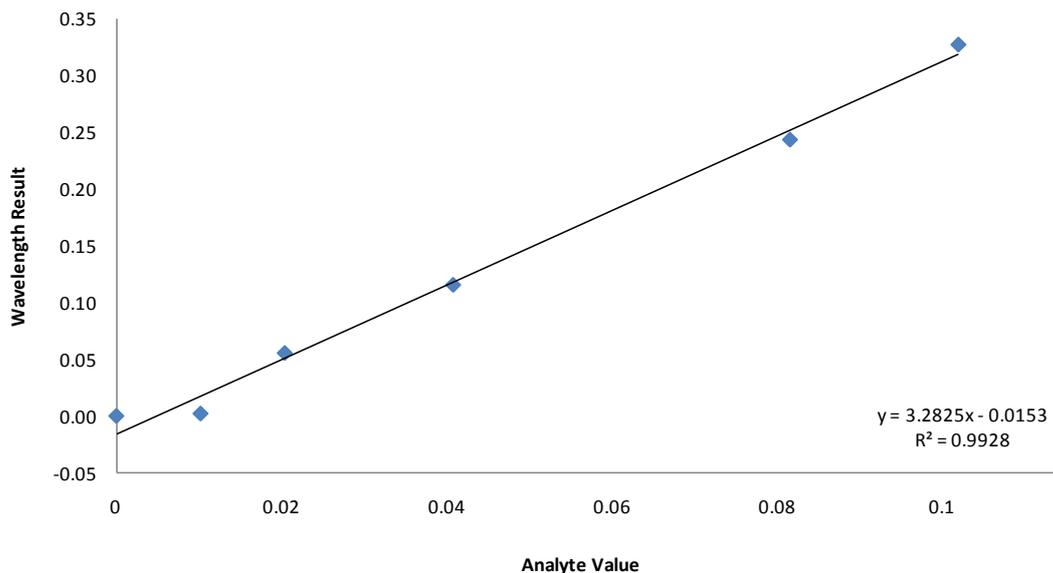


Figura A2.1 Curva de calibración de fenol

De la curva de calibración se obtuvo su coeficiente de correlación R^2 el cual fue de 0.9928, que indica la variación que hay entre los datos experimentales obtenidos y los que se esperaban obtener, el valor del índice de correlación varía en un intervalo de $[-1, 1]$, por lo que existe una correlación positiva ya que la R^2 obtenida es muy cercana a 1.

La concentración de fenoles en aguas se obtiene directamente de la curva de calibración del equipo en mg/L.

ANEXO 3. Análisis Estadístico

Debido a que se trabajaron con diferentes concentraciones de fenol durante la Etapa 2, para el análisis estadístico se utilizaron los datos obtenidos al trabajar con la última concentración la cual para los biofiltros de 1L fue de 672 mg/L de fenol, obteniendo 38 observaciones para cada uno de los cuatro tratamientos. Y para los biofiltros de 3.5 L se utilizaron los datos cuando se utilizó una concentración de 720 mg/L, teniendo 29 observaciones para cada uno de los tres tratamientos.

Resultado del análisis estadístico para los BF V=1L

Se realizó una comparación de varias muestras, este procedimiento compara los datos en 4 variables, realiza varias pruebas estadísticas y gráficas para comparar las muestras. La prueba F en la tabla ANOVA determina si hay diferencias significativas entre las medias, si las hay, las Pruebas de Rangos Múltiples determinará cuáles medias son significativamente diferentes de otras. La Tabla 1 resume los resultados obtenidos del análisis de los efluentes de los biofiltros, el tamaño de la muestra (n), promedio (X), desviación estándar (s), coeficiente de variación (Cv), el valor del dato más pequeño (min) y el más grande (max), su rango (R), y su sesgo estandarizado (Z_i).

Tabla A3.1 Resumen estadístico BF V=1L

	n	X	s	Cv	min	max	R	Z _i
BF1	38	75.4855	13.0133	17.24%	55.62	99.52	43.9	1.20034
BF2	38	83.2589	11.5438	13.86%	61.55	98.09	36.54	-2.27349
BF3	38	82.5647	15.4294	18.69%	33.99	99.35	65.36	-3.48129
BF4	38	77.2726	11.7725	15.24%	43.62	95.74	52.12	-1.26371
Total	152	79.6455	13.3283	16.73%	33.99	99.52	65.53	-2.90036

Esta tabla muestra varios estadísticos para cada una de las 4 variables. Para probar diferencias significativas entre las medias, se realizó la Tabla ANOVA (Tabla A3.2)

Tabla A3.2 Tabla ANOVA BF V=1L

Fuente	Suma de Cuadrados	gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	1691.56	3	563.855	3.32	0.0216
Intra grupos	25132.7	148	169.816		
Total (Corr.)	26824.3	151			

La tabla ANOVA descompone la varianza de los datos en dos componentes: un componente entre grupos y un componente dentro de grupos. La razón F, que en este caso es igual a 3.32039 es el cociente entre el estimado entre grupos y el estimado dentro de grupos. El p – valor nos informa sobre el grado de compatibilidad de los datos obtenidos con la hipótesis nula, este valor comprueba la importancia estadística de cada uno de los factores. Cuando el p-valor es muy pequeño puede interpretarse como un indicador de incompatibilidad entre la hipótesis nula y los resultados observados, pues estaría diciendo que si la hipótesis nula fuera cierta, sería improbable alcanzar unos datos como los obtenidos. Mientras, que si el p-valor es grande, se entiende que la muestra no proporciona argumentos para dudar de la hipótesis nula, es decir, se aceptan (Angulo M.L, Betancourt A.V y Gil E; 2008). Puesto que el valor P de la prueba F es menor de 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre las medias de las 4 variables con un nivel del 95% de confianza. Para saber cuáles medias son significativamente diferentes de otras, se realizó la Prueba de Múltiples Rangos, los resultados se muestran en la Tabla A3.3.

Tabla A3.3 Prueba de múltiples rangos BF V=1L

	Casos	Media	Grupos Homogéneos
BF1	38	75.4855	X
BF4	38	77.2726	XX
BF3	38	82.5647	XX
BF2	38	83.2589	X

En esta tabla se han identificado 3 grupos homogéneos según la alineación de las X's en columnas. No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's.

La Tabla A3.4 muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. El asterisco que se encuentra al lado de los 3 pares indica que estos pares muestran diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95% de confianza.

Tabla A3.4 Diferencias estimadas entre cada par de medias BF V=1L

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
BF1 - BF2	*	-7.77342	5.90781
BF1 - BF3	*	-7.07921	5.90781
BF1 - BF4		-1.78711	5.90781
BF2 - BF3		0.694211	5.90781
BF2 - BF4	*	5.98632	5.90781
BF3 - BF4		5.29211	5.90781

El análisis estadístico mostró diferencias significativas en tres de las seis configuraciones de los 4 tratamientos. Teniendo una diferencia máxima de 7.77 comparando el BF1 con el BF2, estas diferencias las podemos observar también en la Tabla 5, donde se muestran las remociones medias de la DQO durante el periodo 12 para cada configuración.

Tabla A3.5 Remoción media de DQO (%) para cada configuración BF 1L

Contraste	Sig.	Remoción media de DQO (%)
BF1 - BF2	*	75.5 - 83.3
BF1 - BF3	*	75.5 - 82.6
BF1 - BF4		75.5 - 77.3
BF2 - BF3		83.3 - 82.6
BF2 - BF4	*	83.3 - 77.3
BF3 - BF4		82.6 - 77.3

Entonces se pueden observar claramente las configuraciones que muestran diferencias estadísticamente significativas, las configuraciones que muestran mayor diferencia son el BF1 comparado con el BF2 y con el BF3, sin embargo los biofiltros 2 y 3 fueron empacados con turba más nanopartículas, 0.3 y 0.6 g/L respectivamente y el que alcanzó mejor remoción fue utilizando 0.3 g/L de nanopartículas teniendo un 83% de remoción comparado con el BF1 que fue empacado con turba únicamente que tuvo una remoción del 75%.

El análisis sirvió de apoyo para conocer si existían diferencias estadísticamente significativas entre cada uno de los sistemas operados, pero es importante tomar en cuenta otros factores para determinar cuál sistemas es el más eficiente.

Resultado del análisis estadístico para los BF V=3.5L

Para conocer las diferencias estadísticamente significativas entre cada uno de los tres sistemas operados con un volumen de 3.5 L, se realizó el mismo procedimiento planteado en el punto 4.7.1, teniendo los siguientes resultados. La tabla 6 resume los resultados obtenidos del análisis de los efluentes.

Tabla A3.6 Resumen estadístico BF V=3.5 L

	n	X	S	Cv	Min	Max	R	ZI
BF5	29	96.1559	7.72002	8.03%	65.46	99.79	34.33	-7.09393
BF6	29	87.361	10.3907	11.89%	58.17	95.42	37.25	-4.01093
BF7	29	67.3631	10.0835	14.97%	43.32	96.04	52.72	1.60998
Total	87	83.6267	15.3131	18.31%	43.32	99.79	56.47	-2.28442

Esta tabla muestra varios estadísticos para cada una de las 3 variables. Para probar diferencias significativas entre las medias, se realizó la Tabla ANOVA (Tabla A3.7).

Tabla A3.7 Tabla ANOVA BF V=3.5L

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	12627.5	2	6313.73	70.35	0
Intra grupos	7538.77	84	89.7473		
Total (Corr.)	20166.2	86			

La razón-F, que en este caso es igual a 70.3501, es el cociente entre el estimado entre-grupos y el estimado dentro-de-grupos. Puesto que el valor-P de la prueba-F es menor que 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre las medias de las 3 variables con un nivel del 95.0% de confianza. Para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras, se muestra la Tabla de Pruebas de Múltiples Rangos (Tabla A3.8).

Tabla A3.8 Prueba de múltiples rangos BF V=3.5L

	Casos	Media	Grupos Homogéneos
BF7	29	67.3631	X
BF6	29	87.361	X
BF5	29	96.1559	X

Se han identificado 3 grupos homogéneos según la alineación de las X's en columnas. No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's. La Tabla A3.8 muestra que existen diferencias estadísticamente significativas entre cada una de las variables como se verifica en la Tabla 9.

Tabla A3.9 Diferencias estimadas entre cada par de medias BF V=3.5L

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
BF5 – BF6	*	8.79483	4.9474
BF5 – BF7	*	28.7928	4.9474
BF6 – BF7	*	19.9979	4.9474

El asterisco que se encuentra al lado de los 3 pares indica que estos pares muestran diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95% de confianza. Como se puede mostrar en la Tabla A3.9 las diferencias entre cada una de las configuraciones es muy alta, comparando el BF5 que es el que fue empacado con turba únicamente con los otros dos biofiltros, se tiene una diferencia de 8.79 con el BF6 y de 28.79 con el BF7. Si observamos los porcentajes de remoción en promedio para el BF5 se obtuvo un 96.2%, para el BF6 un 87.4% y para el BF7 de 67.4%. Es decir, que se considera el BF5 el que se obtienen mejores resultados. La Tabla A3.10 muestra las remociones medias de DQO para cada configuración.

Tabla A3.10 Disminución media de DQO (%) para cada configuración BF 3.5L

Contraste	Sig.	Disminución media de DQO (%)
BF5 - BF6	*	96.2 - 87.4
BF5 - BF7	*	96.2 - 67.4
BF6 - BF7	*	87.4 - 67.4

Para estos biofiltros se mostró que había diferencias significativas en todas las configuraciones, sin embargo el BF5 tiene mayores eficiencias de remoción por lo que no se justifica el uso de las nanopartículas como parte del empaque.

Por lo que, para los biofiltros de volumen de 1 L, se acepta la hipótesis nula; H_0 : existen diferencias significativas entre cada uno de los sistemas, para tres de las configuraciones (BF1-BF2, BF1-BF3 y BF2-BF4) y se acepta la hipótesis alterna; H_a : no existen diferencias significativas entre cada uno de los sistemas para las otras tres configuraciones (BF1-BF4, BF2-BF3 y BF3-BF4).

Para los biofiltros de volumen de 3.5 L, se acepta la hipótesis nula para todas las configuraciones ya que existen diferencias estadísticamente significativas entre cada uno de los sistemas de biofiltración utilizados.

ANEXO 4. Tablas de resultados de la remoción de fenol

BIOFILTROS DE V=1L

Tabla A4.1 Comportamiento de DQO (mg/L) etapa 1

Día	Influyente	Efluente BF1 (mg/L)	Efluente BF2 (mg/L)	Efluente BF3 (mg/L)	Efluente BF4 (mg/L)
1	256.7	123.4	137.9	202.0	189.4
3	189.5	103.3	127.1	159.7	172.6
5	202.0	94.1	111.9	136.0	102.3
8	193.0	84.3	92.9	163.1	99.6
10	174.3	85.6	91.0	157.4	128.0
12	275.2	121.6	138.0	241.1	161.1
15	190.8	79.8	104.7	174.0	143.4
17	233.1	81.4	121.1	156.8	160.9
22	76.4	8.5	2.2	38.9	22.0
24	127.0	6.5	54.9	82.9	79.9
29	67.8	22.7	48.0	20.2	38.2
33	137.4	37.1	35.9	79.2	65.5
38	225.9	10.1	8.1	17.4	40.2
40	166.0	11.1	12.1	7.8	13.4
43	147.9	6.5	9.1	5.4	13.9
45	123.6	9.1	8.7	6.3	12.6
47	89.3	13.0	10.2	6.7	18.7
50	112.6	23.0	17.5	8.9	18.2
52	75.2	10.6	15.2	6.5	12.6
54	169.3	32.9	23.1	8.0	16.3
57	237.6	29.8	19.8	6.9	14.3
59	95.9	9.8	6.9	5.4	7.2
61	129.3	10.6	5.9	4.5	6.2

Tabla A4.2 Comportamiento de DQO (%) etapa 1

Día	Efluente BF1 (%)	Efluente BF2 (%)	Efluente BF3 (%)	Efluente BF4 (%)
1	51.9	46.3	21.3	26.2
3	45.5	32.9	15.7	8.9
5	53.4	44.6	32.7	49.4
8	56.3	51.9	15.5	48.4
10	50.9	47.8	9.7	26.6
12	55.8	49.9	12.4	41.5
15	58.2	45.1	8.8	24.8
17	65.1	48.1	32.7	31.0
22	88.8	97.1	49.0	71.2
24	94.9	56.8	34.7	37.1
29	66.5	29.1	70.2	43.7
33	73.0	73.9	42.4	52.3
38	95.5	96.4	92.3	82.2
40	93.3	92.7	95.3	92.0
43	95.6	93.9	96.3	90.6
45	92.6	93.0	94.9	89.8
47	85.5	88.6	92.5	79.1
50	79.5	84.5	92.1	83.9
52	86.0	79.8	91.3	83.3
54	80.6	86.4	95.3	90.4
57	87.5	91.7	97.1	94.0
59	89.8	92.8	94.3	92.5
61	91.8	95.5	96.5	95.2

Tabla A4.3 Comportamiento del pH, etapa 1

Día	INFLUENTE	Efluente BF1	Efluente BF2	Efluente BF3	Efluente BF4
1	7.15	7.02	7.23	7.14	7.25
3	7.22	7.13	7.31	7.45	7.51
5	7.24	7.2	7.12	7.26	7.32
8	7.11	7.01	7.28	7.34	7.47
10	7.23	7.11	7.35	7.51	7.39
12	7.5	7.43	7.53	7.58	7.63
15	7.41	7.28	7.42	7.47	7.72
17	7.32	7.21	7.56	7.61	7.77
22	7.39	7.3	7.24	7.4	7.5
24	7.25	7.16	7.32	7.33	7.46
29	7.3	7.11	7.28	7.31	7.38
33	7.34	7.26	7.52	7.46	7.52
38	7.45	7.31	7.49	7.52	7.56
40	7.43	7.28	7.5	7.49	7.53
43	7.21	7.09	7.36	7.38	7.47

45	7.17	7.1	7.27	7.29	7.38
47	7.52	7.39	7.57	7.27	7.41
50	7.44	7.51	7.63	7.77	7.68
52	7.12	7.25	7.52	7.48	7.63
54	7	7.14	7.34	7.43	7.55
57	7.38	7.36	7.26	7.12	7.52
59	7.26	7.31	7.46	7.32	7.48
61	7.25	7.34	7.65	7.69	7.71
Media	7.3	7.2	7.4	7.4	7.5

Tabla A4.4 Comportamiento de la temperatura, etapa 1

Día	INFLUENTE	Efluente BF1	Efluente BF2	Efluente BF3	Efluente BF4
1	23.4	23.5	23.2	23.1	23
3	22.9	22.5	22.7	22.5	23.1
5	22.5	22.1	22.5	23.1	23.2
8	22.8	23.2	22.6	22.5	22.6
10	23.1	22.9	22.8	22.9	22.7
12	23	23.2	22.7	22.6	22.6
15	23.5	22.8	22.8	22.9	22.8
17	22.6	22.4	22.5	22.5	22.5
22	22.5	23.4	22.8	22.7	22.6
24	22.7	23.2	22.7	22.5	22.6
29	23.2	22.8	22.7	22.6	22.6
33	23.2	23.1	22.8	22.7	22.7
38	23.4	22.7	22.5	22.6	22.6
40	22.6	23.3	23.1	23.1	23
43	23.6	22.8	22.8	22.7	22.8
45	24.5	23.7	23.7	24.1	24.2
47	24.9	25.3	25.2	25.2	25.2
50	25.1	24.8	24.5	24.8	25.1
52	25.2	25.1	25.4	25.3	25.6
54	25.2	24.8	24.7	25.1	25.2
57	25.7	26.2	26.3	26.1	26.5
59	26.5	26.9	26.8	26.7	26.8
61	26.6	26.1	26.5	26.4	26.6
Media	23.9	23.8	23.7	23.7	23.8

Tabla A4.5 Comportamiento de DQO (mg/L) etapa 2

Día	Influente	Efluente BF1 (mg/L)	Efluente BF2 (mg/L)	Efluente BF3 (mg/L)	Efluente BF4 (mg/L)	Concentración de fenol
1	1385.0	121.2	110.3	108.5	68.8	20 mg/L (Periodo 1)
3	1102.8	33.9	30.6	28.5	20.9	
5	962.1	12.1	6.1	21.2	10.3	
7	934.8	11.0	6.4	17.2	10.2	
8	1293.5	100.2	91.0	132.8	51.4	50 mg/L (Periodo 2)
10	1204.7	70.8	66.0	98.6	35.8	

12	971.5	59.1	43.0	67.2	23.2	100 mg/L (Periodo 3)
14	929.1	37.5	23.1	41.2	15.9	
15	1367.9	67.6	107.1	70.9	122.1	
17	1300.0	53.6	71.8	67.5	60.0	
18	1281.9	41.8	67.7	24.5	53.9	
19	1253.4	38.9	36.9	22.8	15.9	
21	1199.3	23.0	19.9	6.0	6.5	145 mg/L (Periodo 4)
22	1456.8	75.4	118.5	60.9	47.7	
24	1423.9	234.9	57.7	58.1	83.6	
26	1389.9	267.0	36.7	83.6	88.8	
29	1375.6	234.7	30.6	19.2	17.3	203 mg/L (Periodo 5)
30	1837.8	88.8	28.0	25.6	51.8	
31	1870.8	84.9	30.2	42.0	39.6	
32	1853.7	80.8	33.8	14.3	18.5	
33	1842.1	92.2	17.6	27.2	8.4	
36	1839.0	79.8	16.7	20.7	7.9	257 mg/L (Periodo 6)
37	1789.0	150.9	65.4	57.0	79.2	
39	1786.8	110.3	49.1	34.3	93.8	
40	1764.0	70.2	28.6	25.2	25.9	
42	1730.7	10.4	9.1	6.0	37.4	563 mg/L (Periodo 7)
43	1833.1	115.3	109.9	62.9	46.4	
45	1856.9	96.6	98.5	24.2	110.2	
46	1845.7	84.5	47.7	32.9	63.2	
47	1831.0	150.4	48.1	42.6	160.1	
50	1829.0	112.7	173.2	179.1	223.8	770 mg/L (Periodo 8)
51	1795.4	906.9	941.9	865.5	1101.8	
52	1782.2	901.2	865.3	860.9	963.1	
53	1762.2	889.5	837.4	856.2	947.1	
54	1762.4	845.0	809.1	795.1	912.3	
57	1759.0	827.4	763.6	742.9	862.0	
58	1731.5	779.4	698.1	678.4	756.3	
59	1687.0	759.7	503.0	600.9	567.0	
60	1956.7	809.1	514.2	571.3	673.8	761 mg/L (Periodo 9)
61	1947.8	971.0	739.1	630.8	750.2	
64	1945.3	1329.5	876.4	652.2	766.9	
66	1939.0	1391.5	1280.0	666.2	560.4	
67	1938.7	1504.2	1678.4	673.2	582.4	
68	1949.8	1439.0	1591.0	689.2	451.5	
71	1937.0	1059.6	1538.1	701.4	502.3	
72	1844.6	730.9	890.6	523.9	496.3	532 mg/L (Periodo 10)
73	1851.5	830.1	110.0	178.1	210.2	
75	1849.0	959.3	123.8	110.0	661.2	
78	1841.0	750.6	112.6	97.1	120.9	
80	1861.3	620.1	250.6	124.2	210.5	

82	1876.1	469.8	193.5	150.4	421.7	570 mg/L (Periodo 11)
85	1843.0	268.1	140.3	110.3	251.1	
86	1898.7	164.9	172.1	6.4	540.1	
88	1896.3	387.3	425.6	57.6	906.2	
92	1856.1	544.3	203.1	65.3	870.3	
94	1875.2	765.4	180.9	77.1	761.9	
99	1899.6	652.8	389.5	559.4	504.7	
100	1916.6	310.3	311.1	300.1	626.5	
101	1897.7	298.9	288.8	290.0	597.2	
102	1888.3	250.5	290.0	283.0	315.4	
106	1904.7	201.0	301.2	276.4	276.3	
107	2870.1	189.7	761.5	804.7	1025.4	672 mg/L (Periodo 12)
110	2750.2	230.1	413.8	569.1	672.9	
113	2731.0	287.2	375.4	300.9	628.2	
114	2789.0	133.9	993.0	1030.5	1572.5	
115	2812.6	43.0	966.4	1856.6	1166.3	
116	2809.8	200.4	1025.4	1636.4	1102.4	
120	2798.7	13.5	595.4	786.8	234.9	
121	2786.3	202.3	931.3	517.1	118.7	
122	2784.3	1016.2	999.0	1007.0	303.4	
123	2801.2	1007.2	1025.7	51.7	335.6	
124	2555.9	959.7	982.8	34.7	767.9	
128	2389.8	777.9	234.9	15.6	797.8	
130	2671.0	800.5	841.5	79.5	137.6	
131	2787.8	1002.2	53.3	56.2	156.2	
134	2760.8	987.4	342.2	249.2	473.9	
136	2894.6	890.3	329.8	783.7	983.6	
137	2712.4	1019.7	1040.3	963.5	974.0	
142	2790.2	298.6	226.2	374.9	380.7	
145	2844.2	971.4	220.2	106.2	469.2	
149	2771.5	1230.0	225.4	391.3	569.3	
152	2876.0	981.4	85.6	224.3	204.8	
156	2686.8	707.8	290.5	969.8	483.1	
159	2788.5	805.9	311.0	782.5	523.7	
162	2764.4	761.1	299.5	454.5	505.1	
164	2870.2	395.7	407.1	365.9	476.5	
165	2879.5	970.1	374.1	326.8	980.3	
166	2675.9	211.4	154.4	29.5	160.7	
169	2430.2	341.9	233.6	154.7	439.9	
172	2569.0	382.1	301.3	112.9	671.2	
176	2713.0	401.0	178.0	200.2	600.2	
178	2643.8	934.7	217.3	762.0	719.0	
180	2500.0	951.6	310.0	590.0	558.4	
184	2484.2	870.4	220.0	411.1	412.1	

187	2561.8	567.2	159.1	177.4	631.0
190	2710.0	879.0	438.7	156.2	945.4
193	2654.0	1024.8	320.2	404.4	871.7
194	2420.1	779.3	227.6	266.4	760.3
197	2457.0	815.9	232.3	180.4	512.4

Tabla A4.6 Comportamiento de DQO (%) periodo 1 al 7

Día	BF1	BF2	BF3	BF4
1	91.3	92.0	92.2	95.0
3	96.9	97.2	97.4	98.1
5	98.7	99.4	97.8	98.9
7	98.8	99.3	98.2	98.9
8	92.3	93.0	89.7	96.0
10	94.1	94.5	91.8	97.0
12	93.9	95.6	93.1	97.6
14	96.0	97.5	95.6	98.3
15	95.1	92.2	94.8	91.1
17	95.9	94.5	94.8	95.4
18	96.7	94.7	98.1	95.8
19	96.9	97.1	98.2	98.7
21	98.1	98.3	99.5	99.5
22	94.8	91.9	95.8	96.7
24	83.5	95.9	95.9	94.1
26	80.8	97.4	94.0	93.6
29	82.9	97.8	98.6	98.7
30	95.2	98.5	98.6	97.2
31	95.5	98.4	97.8	97.9
32	95.6	98.2	99.2	99.0
33	95.0	99.0	98.5	99.5
36	95.7	99.1	98.9	99.6
37	91.6	96.3	96.8	95.6
39	93.8	97.3	98.1	94.8
40	96.0	98.4	98.6	98.5
42	99.4	99.5	99.7	97.8
43	93.7	94.0	96.6	97.5
45	94.8	94.7	98.7	94.1
46	95.4	97.4	98.2	96.6
47	91.8	97.4	97.7	91.3
50	93.8	90.5	90.2	87.8
media	94.0	96.4	96.5	96.5

Tabla A4.7 Comportamiento de DQO (%) periodo 8 y 9

Día	BF1	BF2	BF3	BF4
51	49.5	47.5	51.8	38.6
52	49.4	51.4	51.7	46.0
53	49.5	52.5	51.4	46.3
54	52.1	54.1	54.9	48.2
57	53.0	56.6	57.8	51.0
58	55.0	59.7	60.8	56.3
59	55.0	70.2	64.4	66.4
60	58.6	73.7	70.8	65.6
61	50.1	62.1	67.6	61.5
64	31.7	54.9	66.5	60.6
66	28.2	34.0	65.6	71.1
67	22.4	13.4	65.3	70.0
68	26.2	18.4	64.7	76.8
71	45.3	20.6	63.8	74.1
media	44.7	47.8	61.2	59.5

Tabla A4.8 Comportamiento de DQO (%) periodo 10 y 11

Día	BF1	BF2	BF3	BF4
72	60.4	51.7	71.6	73.1
73	55.2	94.1	90.4	88.6
75	48.1	93.3	94.1	64.2
78	59.2	93.9	94.7	93.4
80	66.7	86.5	93.3	88.7
82	75.0	89.7	92.0	77.5
85	85.5	92.4	94.0	86.4
86	91.3	90.9	99.7	71.6
88	79.6	77.6	97.0	52.2
92	70.7	89.1	96.5	53.1
94	59.2	90.4	95.9	59.4
99	65.6	79.5	70.6	73.4
100	83.8	83.8	84.3	67.3
101	84.3	84.8	84.7	68.5
102	86.7	84.6	85.0	83.3
106	89.4	84.2	85.5	85.5
108	93.4	73.5	72.0	64.3
media	73.8	84.7	88.3	73.6

Tabla A4.9 Comportamiento de DQO (%) periodo 12

Día	BF1	BF2	BF3	BF4
108	93.4	73.5	72.0	64.3
110	91.6	85.0	79.3	75.5
113	89.5	86.3	89.0	77.0
114	95.2	64.4	63.1	43.6
115	98.5	65.6	34.0	58.5
116	92.9	63.5	41.8	60.8
120	99.5	78.7	71.9	91.6
121	92.7	66.6	81.4	95.7
122	63.5	64.1	63.8	89.1
123	64.0	63.4	98.2	88.0
124	62.5	61.5	98.6	70.0
128	67.5	90.2	99.3	66.6
130	70.0	68.5	97.0	94.8
131	64.1	98.1	98.0	94.4
134	64.2	87.6	91.0	82.8
136	69.2	88.6	72.9	66.0
137	62.4	61.6	64.5	64.1
142	89.3	91.9	86.6	86.4
145	65.8	92.3	96.3	83.5
149	55.6	91.9	85.9	79.5
152	65.9	97.0	92.2	92.9
156	73.7	89.2	63.9	82.0
159	71.1	88.8	71.9	81.2
162	72.5	89.2	83.6	81.7
164	86.2	85.8	87.3	83.4
165	66.3	87.0	88.7	66.0
166	92.1	94.2	98.9	94.0
169	85.9	90.4	93.6	81.9
172	85.1	88.3	95.6	73.9
176	85.2	93.4	92.6	77.9
178	64.6	91.8	71.2	72.8
180	61.9	87.6	76.4	77.7
184	65.0	91.1	83.5	83.4
187	77.9	93.8	93.1	75.4
190	67.6	83.8	94.2	65.1
193	61.4	87.9	84.8	67.2
194	67.8	90.6	89.0	68.6
197	66.8	90.5	92.7	79.1
media	75.5	83.3	82.6	77.3

Tabla A4.10 Comportamiento del pH, etapa 2

Día	Influyente	BF1	BF2	BF3	BF4
1	7.2	7.5	7.1	6.5	6.7
3	7.32	7.21	7.21	6.8	6.66
5	7.14	7.12	7.15	6.54	6.3
7	7.19	6.98	7.3	6.41	6.5
8	7.54	6.81	7.2	6.7	6.41
10	7	7.16	7.12	6.23	6.7
12	7.5	7.2	7	6.81	7.1
14	7.16	6.5	6.7	6.2	6.61
15	7.28	6.46	6.84	6.79	6.48
17	7.17	6.52	6.62	6.6	6.41
18	7.1	6.48	6.5	6.71	6.53
19	7.19	6.65	6.31	6.42	6.29
21	7.7	6.23	6.77	6.39	6.12
22	7.15	6.52	6.4	6.71	6.19
24	7.6	6.47	6.75	6.38	6.27
26	7.52	6.52	6.66	6.26	6.49
29	7.2	6.48	6.81	6.66	6.57
30	7.16	6.7	6.81	6.54	6.42
31	7.21	6.64	6.61	6.95	6.41
32	7.12	6.36	6.17	6.21	6.11
33	7.7	6.54	6.1	6.34	6.54
36	7.65	7.12	6.63	6.47	6.5
37	7.1	7.5	7.27	7.07	7.2
39	7	7.43	7.37	7.52	7.28
40	7.3	7.41	6.96	6.98	6.97
42	7.15	7.29	7.12	7	7.2
43	7.32	7.24	6.68	6.86	6.86
45	7	7.12	6.25	6.54	6.54
46	7.4	7	6.4	6.32	6.43
47	7.13	7.4	6.52	6.8	6.65
50	7.5	7.14	6.7	7.1	6.98
51	7	7.45	6.5	6.89	7.16
52	7.28	7.2	6.9	6.45	7.18
53	7.1	6.98	7.23	7.17	7.34
54	7.8	6.9	7.37	7.2	7.45
57	7.6	7.1	7.2	7.59	7.09
58	7.4	7.14	7.41	7.62	7.5
59	7.23	6.96	7.14	7.7	7.36
60	7.16	6.8	7.1	7.19	6.7
61	7.3	6.85	7.25	7.38	7.02
64	7.2	7.13	7.6	7.42	7.31
66	7.19	7.4	7.45	7.19	7.4
67	7.31	6.9	7.06	7.37	7.3
68	7.5	7.1	7	7.12	7.2
71	7.53	7.13	7.32	7.21	6.54
72	7.3	7.48	7.27	7.3	7.15

73	7.1	7.29	7.32	7.42	7.1
75	7.52	7.32	7.21	7.3	7.18
78	7.45	7.1	7.32	7.28	7.03
80	7.36	7.17	7.06	7.16	7.32
82	7.29	7.12	6.98	7.63	7.12
85	7.31	7.3	6.76	7.94	7.51
86	7.45	7.58	7.12	8.55	7.93
88	7.41	7.24	7.24	7.99	7.42
92	7.13	7.7	7.51	7.64	7.6
94	7.23	7.5	7.63	7.13	7.93
99	7.6	7.2	7.76	7.05	7.44
100	7.3	7.15	7.79	7.4	7.52
101	7.17	7.27	7.81	7.82	7.8
102	7.09	7.01	7.53	7.42	7.11
106	7.45	6.83	7.64	7.63	7.43
108	7.8	6.97	7.25	7.84	7.27
110	7.32	6.77	7.12	7.2	7.55
113	7.46	6.92	7.13	7.97	7.82
114	7.37	6.79	7.02	8.04	7.91
115	7.66	6.88	7.3	7.77	7.8
116	7.53	6.95	7.27	7.31	8.3
120	7.64	7.02	7.41	7.84	7.84
121	7.29	7.13	7.31	7.33	7.88
122	7.61	6.98	7.48	7.14	8.12
123	7.31	6.86	7.15	8.02	7.76
124	7.26	6.75	7.09	8.35	7.46
128	7.33	7.19	7.11	7.95	7.51
130	7.2	6.9	6.98	7.8	7.5
131	7.16	6.73	6.82	7.7	7.42
134	7	7.12	6.73	7.71	7.58
136	7.11	7.26	6.53	7.74	7.63
137	7.03	6.91	6.48	7.69	7.9
142	7.28	6.99	6.21	7.81	7.51
145	7.41	6.84	6.39	7.8	7.47
149	7.63	6.97	6.15	7.19	7.38
152	7.85	7.15	5.89	6.42	6.83
156	7.77	6.98	6.59	6.55	7.14
159	7.1	6.87	6.53	6.3	7.73
162	7.08	6.52	6.7	6.72	7.7
164	7.12	6.41	6.51	6.92	7.04
165	7.54	6.12	6.93	7.16	7.5
166	7.3	5.98	7.03	7.41	7.32
169	7.26	5.72	7.17	7.39	7.41
172	7.62	6.56	7.16	6.4	7.5
176	7.39	6.71	7.3	7.31	7.19
178	7.29	6.83	7.52	7.45	7.19
180	7.5	6.82	7.54	7.76	7.26
184	7.21	6.91	7.69	6.94	7.31
187	7.33	6.89	7.58	6.92	7.55

190	7.37	6.92	7.46	7.15	7
193	7.51	7.01	7.54	7.35	6.88
194	7.6	6.95	7.7	7.43	7.14
197	7.38	6.87	7.31	7.72	7.1
media	7.33	6.95	7.03	7.17	7.15

Tabla A4.11 Comportamiento de la temperatura, etapa 2

Día	Influyente	BF1	BF2	BF3	BF4
1	27.4	27.2	27.5	27.6	27.2
3	26.9	27.1	25.7	26.8	26.7
5	27.3	27.2	27.4	27.3	27.1
7	27.1	27	27.2	26.2	27.3
8	27.5	27.7	27.2	27.1	27.5
10	26.9	26.8	26.7	27.1	26.4
12	26.8	26.7	24.6	26.7	26.8
14	26.5	26.6	26.4	25.5	26.6
15	26.3	25.6	26.4	26.3	25.9
17	26.7	26.1	24.9	25.9	26.4
18	26.9	26.7	26.5	26.8	26.7
19	23.5	23.5	23.3	23.2	23.6
21	24.1	26.6	25.5	24.6	23.9
22	23.7	23.9	24.1	23.8	23.9
24	23.5	23.6	23.4	20.5	23.5
26	23.9	21.1	19.5	19.7	21.6
29	23.7	22.8	23.8	23.9	25.1
30	23.1	23.7	23.9	24.4	24.1
31	23.5	23.6	23.6	22.4	23.3
32	24.2	24.2	24.3	24.5	24.6
33	23.7	24.1	23.8	23.9	23.9
36	23.6	23.6	23.5	23.6	23.4
37	23.2	22.3	21.5	21.5	20.6
39	23.1	21.4	20.9	20.9	21.9
40	23.6	22.5	21.7	22	22.9
42	23.5	22.9	20.3	21.8	21.5
43	23.4	24.2	24.3	24.5	24.6
45	23.5	23.3	23.7	23.2	23.5
46	23.1	23.9	21.8	23.6	23.7
47	23.7	23.5	23.8	22.4	23.1
50	23.1	23.8	22.9	20.6	23.4
51	23.5	23.6	23.8	23.9	22.9
52	23.6	23.3	23.7	23.2	23.5
53	23.7	23.5	23.8	23.6	23.9
54	23.4	23.7	23.7	23.8	23.1
57	23.3	22.8	20.4	21.7	21.4
58	23.4	22.9	24.1	23.8	23.4
59	23.2	24.6	23.5	23.8	23.1
60	22.9	22.7	22.6	22.4	22.5
61	22.7	22.6	22.1	22.8	23.2

64	23.1	23.2	24.1	23.5	23.8
66	22.8	23.3	23.7	22.7	22.8
67	22.9	22.6	22.9	21.9	23.2
68	22.8	22.6	22.8	23.1	24
71	22.7	23.4	23.1	22.9	23.1
72	22.5	22.8	22.6	22.4	22.5
73	22.7	22.5	23.5	23.4	22.7
75	23.2	24.2	23.9	23.9	24.1
78	23.4	24.1	23.8	23.7	23.9
80	23.1	23.5	24.5	23.6	23.7
82	22.5	21.1	19.5	19.7	20.6
85	27.5	27.7	27.5	27.6	27.5
86	27.6	24.9	24.8	24.9	24.9
88	26.4	24.6	24.5	24.9	24.5
92	27.5	22.5	22.4	22.5	22.4
94	27.6	22.7	22.7	22.6	22.5
99	25.7	22.4	23.2	23.8	22.8
100	25.7	24.5	24.5	24.6	24.4
101	25.6	24.6	25.4	26.1	25.2
102	25.9	23.4	23.6	25.5	24.6
106	26.1	23.7	24.8	26.3	25.2
108	25.4	21.5	21.5	21.3	21.5
110	25.6	22.4	22.6	22.5	22.4
113	25.7	23.5	23.6	23.5	23.6
114	26.4	25.2	25.3	25.3	25.4
115	27.3	25.3	25.4	25.7	25.2
116	26.3	25.2	25.3	25.1	25.3
120	27.2	25.6	25.7	25.6	25.6
121	27.6	25.7	25.7	25.5	25.6
122	27.5	25.8	25.3	25.7	25.7
123	27.4	25.8	25.6	25.7	25.6
124	26.3	25.5	25.6	25.6	25.7
128	25.7	26.3	26.2	25.9	25.8
130	26.5	26.7	26.5	26.8	26.7
131	27.2	27.1	27.1	27.2	27.3
134	27.4	26.5	26.3	26.3	26.4
136	26.7	25.6	26.1	26.3	26.1
137	26.7	23.9	24.9	24.9	25.1
142	26.8	25.7	25.8	25.7	25.9
145	26.7	26.2	26.3	26.3	26.3
149	25.7	26.4	26.3	26.3	26.1
152	25.8	27	26.4	26.3	26.4
156	25.9	25.6	25.7	25.8	25.8
159	25.7	26.1	26.2	26.3	26.2
162	27.2	27.1	27.3	27	27.2
164	25.8	26.1	25.8	25.7	26.2
165	25.6	25.7	25.8	25.7	25.3
166	25.6	26.1	26.2	26.3	26.3
169	25.5	25.8	25.8	25.8	25.9

172	25.5	24.8	24.7	24.6	24.9
176	25.7	26.1	25.7	25.7	25.8
178	26.1	25.9	25.8	25.7	26.1
180	25.3	25.1	24.9	24.8	25.3
184	25.4	25.5	24.9	25.5	25.6
187	27.3	27.1	26.8	25.3	25.7
190	25.8	25.6	25.7	25.6	25.7
193	26.7	26.7	25.5	26.5	25.7
194	26.3	25.4	24.9	25.8	25.8
197	26.5	24.9	25.8	25.8	26.1
Media	25.2	24.6	24.5	24.5	24.6

Tabla A4.12 Comportamiento de la conductividad, etapa 2

Día	Influente	BF1	BF2	BF3	BF4
1	1.75	1.46	1.32	1.91	1.41
3	1.72	1.45	1.38	1.87	1.54
5	1.65	1.5	1.41	1.9	1.52
7	1.76	1.47	1.43	1.8	1.62
8	1.63	1.52	1.6	1.77	1.72
10	1.71	1.3	1.4	1.39	1.68
12	1.67	1.53	1.62	1.4	1.53
14	1.73	2.01	2.23	2.26	2.23
15	1.64	1.74	1.76	1.71	1.68
17	1.78	1.69	1.77	1.63	1.67
18	1.54	1.43	1.27	1.37	1.55
19	1.12	1.06	1.25	1.24	1.11
21	1.27	1.18	1.23	1.21	1.11
22	1.32	1.24	1.18	1.28	1.1
24	1.1	1.17	1.23	1.3	1.06
26	1.09	1.13	1.29	1.17	1.18
29	1.17	1.1	1.2	1.08	1.16
30	1.26	1.09	1.17	1.07	1.05
31	1.32	1.1	1.15	1.03	1.12
32	1.18	1.11	1.42	1.36	1.29
33	1.2	1.16	1.34	1.41	1.3
36	1.08	1.23	1.1	1.39	1.06
37	1.1	1.32	1.12	1.09	1.17
39	1.4	1.03	1.18	1.05	1.09
40	1.3	1.13	0.99	0.98	0.98
42	1.43	1.06	1.22	1.06	1.5
43	1.34	1.29	1.14	1.04	1.16
45	1.48	1.26	1.44	1.28	1.54
46	1.56	1.43	1.52	1.37	1.61
47	1.5	1.49	1.58	1.6	1.52
50	1.4	1.37	1.45	1.47	1.49
51	1.43	1.45	1.43	1.54	1.39
52	1.32	1.11	1.42	1.36	1.29
53	1.43	1.45	1.37	1.45	1.5

54	1.5	1.37	1.57	1.65	1.39
57	1.45	1.48	1.49	1.56	1.29
58	1.32	1.27	1.1	1.35	1.42
59	1.45	1.39	1.32	1.26	1.51
60	1.55	1.69	1.77	1.63	1.67
61	1.48	1.43	1.4	1.38	1.51
64	1.39	1.35	1.28	1.3	1.56
66	1.31	1.41	1.35	1.26	1.23
67	1.2	1.26	1.15	1.16	1.1
68	1.19	1.11	1.09	1.2	1.15
71	1.4	1.32	1.2	1.43	1.37
72	1.3	1.2	1.31	1.21	1.19
73	1.32	1.11	1.07	1.17	1.2
75	1.21	1.19	1.04	1.14	0.99
78	1.29	1.3	1.24	1.27	1.18
80	1.18	1.2	1.15	1.04	1.3
82	1.46	1.34	1.22	1.12	1.36
85	1.5	1.42	1.61	1.65	1.55
86	1.62	1.46	1.73	1.62	1.54
88	1.6	1.5	1.67	1.58	1.49
92	1.57	1.42	1.38	1.46	1.32
94	1.73	1.38	1.47	1.61	1.26
99	1.68	1.5	1.46	1.5	1.56
100	1.65	1.23	1.51	1.34	1.49
101	1.81	1.72	1.38	1.63	1.51
102	1.76	1.63	1.44	1.6	1.54
106	1.71	1.67	1.47	1.55	1.62
108	1.58	1.59	1.43	1.49	1.56
110	1.63	1.46	1.38	1.43	1.32
113	1.58	1.3	1.24	1.17	1.2
114	1.49	1.29	1.49	1.05	1.37
115	1.66	1.37	1.58	1.21	1.2
116	1.8	1.4	1.51	1.19	1.07
120	1.83	1.45	1.65	1.54	1.57
121	1.77	1.42	1.56	1.31	1.38
122	1.65	1.46	1.46	1.38	1.52
123	1.6	1.54	1.31	1.31	1.46
124	1.72	1.45	1.39	1.26	1.44
128	1.58	1.56	1.6	1.3	1.47
130	1.66	1.43	1.54	1.33	1.5
131	1.76	1.49	1.75	1.66	1.61
134	1.8	1.57	1.76	1.78	1.54
136	1.75	1.63	1.65	1.67	1.63
137	1.56	1.62	1.48	1.55	1.52
142	1.64	1.69	1.43	1.4	1.39
145	1.76	1.55	1.58	1.38	1.41
149	1.81	1.48	1.34	1.13	1.52
152	1.72	1.54	1.56	1.05	1.62
156	1.7	1.59	1.41	1.36	1.63

159	1.61	1.67	1.35	1.47	1.69
162	1.54	1.52	1.65	1.5	1.56
164	1.65	1.47	1.7	1.37	1.48
165	1.5	1.32	1.51	1.41	1.34
166	1.63	1.56	1.59	1.36	1.54
169	1.74	1.42	1.63	1.61	1.43
172	1.58	1.67	1.48	1.37	1.61
176	1.76	1.72	1.36	1.6	1.52
178	1.8	1.49	1.42	1.58	1.47
180	1.63	1.04	1.52	1.44	1.42
184	1.87	1.25	1.4	1.32	1.53
187	1.69	1.27	1.17	1.1	1.4
190	1.52	1.54	1.28	1.33	1.37
193	1.56	1.38	1.33	1.29	1.52
194	1.62	1.37	1.41	1.78	1.12
197	1.5	1.42	1.67	1.5	1.35
Media	1.53	1.40	1.41	1.40	1.41

BIOFILTROS DE V = 3.5L

Tabla A4.13 Comportamiento de DQO (mg/L) etapa 1

Día	Influyente	BF5	BF6	BF7
1	256.7	227.81	201.9	198.76
3	189.45	168.31	162.98	145.62
5	201.98	170.55	158.63	155.97
8	193.01	150.44	161.27	149.99
10	174.32	162.56	156.41	148.03
12	275.23	158.2	176.32	171.13
15	190.8	166.02	143.81	163.77
17	233.075	216.9	126.78	159.25
22	76.36	12.59	17.15	19.68
24	126.98	22.21	21.2	32.14
29	67.76	32.84	59.41	68.52
33	137.35	46	35.12	31.07
38	225.92	14.36	11.83	13.86
40	165.95	11.58	23.22	21.2
43	147.9	12.59	22.91	19.68
45	123.57	53.16	33.69	42.04
47	89.34	23.6	17.83	34.44
50	112.6	21.45	20.56	27.18
52	75.23	10.26	14.38	12.99
54	169.31	16.53	11.21	12.12
57	237.6	18.42	16.37	15.72
59	95.9	9.87	14.53	13.3
61	129.33	13.33	23.59	15.49
64	157.86	15.61	14.52	17.8
68	123.49	21.34	14.17	27.41
71	166.2	25.31	13.89	14.94
73	154.12	20.97	12.74	12.51
75	120.3	17.03	16.31	15.62
78	100.59	15.9	13.29	17.34
80	118.25	16.12	12.04	12.2
82	151.03	18.88	17.7	11.98
85	230.19	24.19	28.91	23.33
89	244.38	21.06	20.35	20.07
92	179.83	17.73	18.41	18.55
94	210.66	20.4	31.66	16.03
96	257.8	21.58	15.62	20.76
99	276.41	25.14	16.69	19.92
101	194.72	16.63	7.8	14.51
102	216.65	19.71	16.94	15.01

Tabla A4.14 Comportamiento de DQO (%) etapa 1

Día	BF5	BF6	BF7
1	11.3	21.3	22.6
3	11.2	14.0	23.1
5	15.6	21.5	22.8
8	22.1	16.4	22.3
10	6.7	10.3	15.1
12	42.5	35.9	37.8
15	13.0	24.6	14.2
17	6.9	45.6	31.7
22	83.5	77.5	74.2
24	82.5	83.3	74.7
29	51.5	12.3	-1.1
33	66.5	74.4	77.4
38	93.6	94.8	93.9
40	93.0	86.0	87.2
43	91.5	84.5	86.7
45	57.0	72.7	66.0
47	73.6	80.0	61.5
50	81.0	81.7	75.9
52	86.4	80.9	82.7
54	90.2	93.4	92.8
57	92.2	93.1	93.4
59	89.7	84.8	86.1
61	89.7	81.8	88.0
64	90.1	90.8	88.7
68	82.7	88.5	77.8
71	84.8	91.6	91.0
73	86.4	91.7	91.9
75	85.8	86.4	87.0
78	84.2	86.8	82.8
80	86.4	89.8	89.7
82	87.5	88.3	92.1
85	89.5	87.4	89.9
89	91.4	91.7	91.8
92	90.1	89.8	89.7
94	90.3	85.0	92.4
96	91.6	93.9	91.9
99	90.9	94.0	92.8
101	91.5	96.0	92.5
102	90.9	92.2	93.1

Tabla A4.15 Comportamiento del pH etapa 1

Día	Influente	BF5	BF6	BF7
1	7.15	6.98	7.23	7.32
3	7.22	7.14	7.36	7.12
5	7.24	7.11	7.42	7.06
8	7.11	6.75	7.02	7.15
10	7.23	7.13	6.73	6.87
12	7.5	7.26	6.98	6.99
15	7.41	7.34	7.12	7.01
17	7.32	7.25	7.3	7.17
22	7.39	7.26	7.14	7.21
24	7.25	7.19	6.78	7.1
29	7.3	7.23	7.41	7.33
33	7.34	7.33	7.52	7.46
38	7.45	7.47	7.64	7.52
40	7.43	7.51	7.66	7.58
43	7.21	7.33	7.21	7.35
45	7.17	7.12	6.84	7.22
47	7.52	7.43	7.25	7.16
50	7.44	7.75	7.77	7.51
52	7.12	7.04	6.89	7
54	7	6.87	6.75	7.11
57	7.38	7.23	7.45	7.32
59	7.26	7.34	7.12	7.13
61	7.25	7.11	6.76	6.98
64	7.32	7.1	6.98	6.83
68	7.5	7.46	7.3	6.77
71	7.45	7.36	7.41	7.1
73	7.38	7.42	7.55	7.26
75	7.43	7.55	7.3	7.33
78	7.48	7.54	7.28	7.52
80	7.36	7.24	7.35	7.48
82	7.51	7.27	7.46	7.72
85	7.54	7.56	7.51	7.63
89	7.39	7.66	7.81	7.61
92	7.41	6.87	7.13	6.74
94	7.53	7.4	7.48	6.92
96	7.39	7.32	7.45	7.15
99	7.52	6.66	7.1	7.16
101	7.41	7.55	7.49	7.67
102	7.36	7.49	7.5	7.43
Media	7.4	7.3	7.3	7.2

Tabla A4.16 Comportamiento de la temperatura, etapa 1

Día	Influente	BF5	BF6	BF7
1	23.4	23.2	22.8	22.7
3	22.9	22.8	22.5	22.3
5	22.5	22.4	22.6	22.6
8	22.8	22.1	22.8	23.1
10	23.1	22.8	23.1	23.3
12	23	22.6	23.4	22.8
15	23.5	23.1	23.6	23.5
17	22.6	21.4	22.7	22.5
22	22.5	22.3	22.8	22.4
24	22.7	22.5	22.6	22.2
29	23.2	22.8	23.2	23.2
33	23.2	22.7	23.6	23.5
38	23.4	22.6	23.5	23.1
40	22.6	22.2	22.8	22.4
43	23.6	23.4	23.2	23.6
45	24.5	24.1	24.6	24.3
47	24.9	23.9	24.5	24.1
50	25.1	24.8	25.2	25.2
52	25.2	25.4	25.7	25.4
54	25.2	25.3	25.6	25.2
57	25.7	25.1	25.4	25.5
59	26.5	26.2	26.7	26.6
61	26.6	26.4	26.8	26.7
64	27.1	26.7	27.2	26.7
68	26.8	27.1	27.3	27.9
71	26.4	27.3	27.4	27.2
73	26.8	27.6	27.4	27.6
75	27.2	27	27.2	27.1
78	27.1	26.9	26.7	26.5
80	27.4	27.2	27.1	27.1
82	27.5	27.3	27.4	27.2
85	26.7	27.4	26.5	26.4
89	27.2	26.8	26.7	26.8
92	26.8	26.4	26.2	26.3
94	26.4	26.1	26.4	26.3
96	27.3	26.6	26.6	26.5
99	27.2	26.9	26.7	26.1
101	27.6	27.1	27.3	27.2
102	27.1	27.5	27.4	27.4
Media	25.2	24.9	25.2	25.0

Tabla A4.19 Comportamiento de DQO (mg/L) etapa 2

Día	Influyente	Efluente BF5	Efluente BF6	Efluente BF7	Concentración de fenol
1	1710.28	201.95	199.63	170.42	257 mg/L Periodo 1
4	1755.41	105.63	108.64	108.45	
6	1689.62	66.32	71.92	78.21	
7	1779.47	102.26	103.56	175.43	563 mg/L Periodo 2
8	1810.02	220.48	213.19	267.14	
11	1783.4	109.5	111.46	78.82	
12	1766.31	58.34	16.94	7.58	
13	1592.86	167.83	75.43	66.2	770 mg/L Periodo 3
14	1573.21	237.84	289.17	227.3	
15	1498.46	121.78	479.36	501.66	
18	1489.3	344.55	480.02	520.31	
19	1421.42	440.19	517	499.06	
20	1501.35	449.13	500.26	510.67	
21	1765.2	388.7	532.12	490.28	761 mg/L Periodo 4
22	1788.61	259.52	579.36	501.35	
25	1755.29	577.7	633.9	599.81	
27	1749.4	612.38	487.51	466	
28	1740.05	497.63	571.2	542.7	
29	1728.91	540.75	562.87	589.52	
32	1732.5	561.09	512.4	577.43	
33	1688.4	509.27	621.2	346.12	532 mg/L Periodo 5
34	1702.36	633.51	677.55	534.8	
36	1697.25	726.6	582.75	696.95	
39	1652	694.1	542.42	539.01	
41	1604.7	451.83	670	626	
43	1665.64	117.73	561.1	571.2	
46	1712.5	45.67	610.48	569.44	570 mg/L Periodo 6
47	1856.14	83.12	560.03	490.3	
49	1875.19	9.82	363.33	267.68	
53	1899.6	21.82	121.25	571.04	
55	1916.57	17.21	3.23	936.35	
60	1897.7	16.06	11.04	871.7	
61	1888.3	11.24	9.43	336.76	
62	1904.7	27.31	31.05	560.31	
63	1936.85	18.9	12.11	945.54	
67	1982.74	10.5	39.56	678.32	
68	2290.31	12.12	8.88	372.28	612 mg/L Periodo 7
71	2009.18	11.59	99.63	983.44	
74	1984.01	10.02	198.21	1803.66	
75	2100.4	11.39	265.9	1994.47	
76	2358.85	14.26	71.55	1776.82	
77	2193.48	16.26	465.7	1969.15	
81	2314.35	12.98	941.7	1352.3	656 mg/L Periodo 8

82	1883.75	15.3	996.24	1702.17	720 mg/L Periodo 9
83	2719.32	17.4	1014.45	1683.2	
84	2870.05	83.2	231.25	1626.87	
89	2561	155.57	946.755	1018.5	
91	2677.56	240.6	1007.25	996.11	
92	2548.37	20.94	443.68	1016.62	
95	2639.1	673.46	416.73	1014.85	
97	2419.8	92.05	1012.19	95.85	
98	2665.69	224.65	205.42	1004.55	
103	2487.6	120.74	460.89	996.6	
105	1905.27	658.025	478.93	797.97	
109	2560.92	52.7	506.59	998.92	
112	2839.11	34.69	399.02	403.06	
116	2735.71	6.75	125.37	537.35	
117	2810.05	14.23	181.89	1048.6	
119	2799.33	11.2	176.09	994.51	
122	2810.4	16.17	183	950.8	
124	2897.63	8.16	197.16	988.63	
125	2709.52	5.67	168.98	977.09	
126	2788.46	6.94	158.27	1002.81	
129	2810	15.62	210.01	1140.3	
132	2784.21	13.9	178.83	967.11	
136	2834.34	17.82	170.92	946.43	
138	2781.1	16.13	199.32	670.18	
140	2741.23	25.78	240.3	754.2	
144	2751.29	24.9	310.77	521.38	
147	2766.81	31.12	214	690	
150	2812.09	56.83	189.37	882.16	
153	2799.1	26.09	176.5	943.33	
154	2751.2	24.1	188.21	915.5	
157	2731.74	19.88	172.1	619.32	

Tabla A4.20 Comportamiento de DQO (%) etapa 2

Día	BF5	BF6	BF7	Concentración de fenol
1	88.2	88.3	90.0	257 mg/L
4	94.0	93.8	93.8	
6	96.1	95.7	95.4	
7	94.3	94.2	90.1	563 mg/L
8	87.8	88.2	85.2	
11	93.9	93.8	95.6	
12	96.7	99.0	99.6	
13	89.5	95.3	95.8	770 mg/L
14	84.9	81.6	85.6	
15	91.9	68.0	66.5	
18	76.9	67.8	65.1	
19	69.0	63.6	64.9	
20	70.1	66.7	66.0	
21	78.0	69.9	72.2	
22	85.5	67.6	72.0	761 mg/L
25	67.1	63.9	65.8	
27	65.0	72.1	73.4	
28	71.4	67.2	68.8	
29	68.7	67.4	65.9	
32	67.6	70.4	66.7	
33	69.8	63.2	79.5	532 mg/L
34	62.8	60.2	68.6	
36	57.2	65.7	58.9	
39	58.0	67.2	67.4	
41	71.8	58.2	61.0	
43	92.9	66.3	65.7	
46	97.3	64.4	66.7	
47	95.5	69.8	73.6	570 mg/L
49	99.5	80.6	85.7	
53	98.9	93.6	69.9	
55	99.1	99.8	51.1	
60	99.2	99.4	54.1	
61	99.4	99.5	82.2	
62	98.6	98.4	70.6	
63	99.0	99.4	51.2	
67	99.5	98.0	65.8	
69	99.5	99.6	83.7	612 mg/L
71	99.4	95.0	51.1	
74	99.5	90.0	9.1	
75	99.5	87.3	5.0	
76	99.4	97.0	24.7	
77	99.3	78.8	10.2	656 mg/L
81	99.4	59.3	41.6	
82	99.2	47.1	9.6	

83	99.4	62.7	38.1	720 mg/L
84	97.1	91.9	43.3	
89	93.9	63.0	60.2	
91	91.0	62.4	62.8	
92	99.2	82.6	60.1	
95	74.5	84.2	61.5	
97	96.2	58.2	96.0	
98	91.6	92.3	62.3	
103	95.1	81.5	59.9	
105	65.5	74.9	58.1	
109	97.9	80.2	61.0	
112	98.8	85.9	85.8	
116	99.8	95.4	80.4	
117	99.5	93.5	62.7	
119	99.6	93.7	64.5	
122	99.4	93.5	66.2	
124	99.7	93.2	65.9	
125	99.8	93.8	63.9	
126	99.8	94.3	64.0	
129	99.4	92.5	59.4	
132	99.5	93.6	65.3	
136	99.4	94.0	66.6	
138	99.4	92.8	75.9	
140	99.1	91.2	72.5	
144	99.1	88.7	81.0	
147	98.9	92.3	75.1	
150	98.0	93.3	68.6	
153	99.1	93.7	66.3	
154	99.1	93.2	66.7	
157	99.3	93.7	77.3	

Tabla A4.21 Comportamiento del pH, etapa 2

Día	Influente	BF5	BF6	BF7
1	7.3	7.21	7.5	7.41
4	7.32	7.13	7.89	7.56
6	7	6.82	7.22	7.31
7	7.4	6.99	7	7.42
8	7.13	6.9	7.16	6.98
11	7.5	7.33	7.4	6.73
12	7	6.95	7.15	6.8
13	7.28	7.12	7.36	6.93
14	7.1	7.06	7.24	7.02
15	7.8	7.54	7.69	7.66
18	7.6	7.39	7.41	7.34

19	7.4	7.27	7.35	6.78
20	7.23	6.93	7.18	6.94
21	7.16	6.82	7.12	7.03
22	7.3	7.16	6.91	7.17
25	7.2	7.02	6.74	7.14
27	7.19	7.11	7.13	7.25
28	7.31	7.26	6.98	6.89
29	7.5	7.34	6.7	7.12
32	7.53	7.26	6.79	6.52
33	7.3	7.37	6.47	6.27
34	7.1	7.01	6.83	6.77
36	7.52	6.89	6.74	7.1
39	7.45	7.14	6.82	7.12
41	7.36	7.26	7.12	6.56
43	7.29	7.16	7.21	6.92
46	7.31	7.42	7.36	6.81
47	7.45	7.33	7.51	7.15
49	7.41	7.28	7.29	7.43
53	7.13	7.21	7.1	7.69
55	7.23	7.19	6.93	7.22
60	7.6	7.29	6.7	7.89
61	7.3	7.3	7.18	7.92
62	7.17	7.52	7	8.17
63	7.09	6.87	7.19	7.48
67	7.45	6.94	6.82	6.58
69	7.8	7.42	6.95	6.92
71	7.32	7.21	6.8	6.74
74	7.46	7.3	6.55	6.3
75	7.37	6.42	6.47	6.56
76	7.66	7.12	7.1	6.84
77	7.53	6.9	6.79	6.38
81	7.64	7.17	6.26	6.98
82	7.29	6.73	6.73	6.69
83	7.61	7.1	7.15	7.12
84	7.31	7.23	7.75	7.04
89	7.26	7.84	6.24	6.6
91	7.33	8.79	6.12	6.8
92	7.2	7.53	6.84	6.73
95	7.16	6.44	7.54	6.88
97	7	6.7	7.66	6.9
98	7.11	6.16	7.28	7.13
103	7.03	7.14	7.35	7.14
105	7.28	7.25	7.41	7
109	7.41	7.3	7.69	7.47
112	7.63	7.41	7.33	7.31
116	7.85	7.11	7.17	7.58
117	7.77	7.03	6.72	7.66
119	7.1	6.72	6.83	7.7
122	7.08	6.59	6.54	7.32

124	7.12	6.3	6.82	6.98
125	7.54	7.1	7.5	6.7
126	7.3	6.4	7.15	6.68
129	7.26	6.59	7.43	6.51
132	7.62	7.82	7	6.84
136	7.39	7.54	7.44	7.02
138	7.29	7.16	7.11	6.71
140	7.5	7.62	6.55	6.57
144	7.21	7.24	6.74	6.5
147	7.33	7.51	6.2	6.72
150	7.37	7.66	6.89	6.83
153	7.51	7.7	7.11	6.97
154	7.6	7.32	7	6.45
157	7.38	7.5	6.88	6.41
Media	7.4	7.2	7.0	7.0

Tabla A4.22 Comportamiento de la temperatura, etapa 2

Día	Influente	BF5	BF6	BF7
1	23.6	24.1	23.6	23.8
4	23.4	23.8	23.5	23.6
6	23.5	23.7	23.3	23.4
7	23.1	24	23.7	23.9
8	23.7	24.1	24.3	24.1
11	23.1	23.5	23.7	23.5
12	23.5	23.6	23.7	23.6
13	23.6	23.8	23.4	23.5
14	23.7	23.7	23.6	24.1
15	23.4	24.1	24.3	23.9
18	23.3	23.5	23.5	23.6
19	23.4	22.9	23.5	23.5
20	23.2	23.7	23.6	23.8
21	22.9	23.1	23.3	23.4
22	22.7	22.6	22.5	23.2
25	23.1	22.5	22.9	23.1
27	22.8	23.4	23.1	23
28	22.9	23.4	23.5	23.4
29	22.8	22.8	22.9	23.2
32	22.7	23.2	23.1	23.4
33	22.5	23.4	22.6	23.5
34	22.7	21.7	21.7	21.8
36	23.2	22.6	22.7	22.3
39	23.4	22.5	23.1	23.5
41	23.1	23	22.9	23.2
43	25.5	25.1	25.4	25.6
46	27.5	27	27.1	27.4
47	27.6	27.2	27.4	27.3
49	26.4	26.3	26.2	26.2
53	27.5	25.7	25.6	25.7
55	27.6	26.3	26.1	26.4

60	25.7	24.7	24.5	24.7
61	25.7	24.6	24.6	24.7
62	25.6	25.3	25.4	25.1
63	25.9	24.9	24.7	24.5
67	26.1	25.9	26.1	26.4
69	25.4	25.1	25.7	25.6
71	25.6	25.4	25.8	25.8
74	25.7	25.1	25.3	25.1
75	26.4	25	24.8	24.7
76	27.3	24.5	24.5	24.6
77	26.3	22.4	22.6	22.7
81	27.2	22.6	22.4	22.8
82	27.6	22	22.1	22.1
83	27.5	26.7	26.5	26.9
84	27.4	25	24.9	24.9
89	26.3	24.1	24.2	24.4
91	25.7	23.8	23.8	24.1
92	26.5	25.8	25.7	25.6
95	27.2	25.6	25.6	25.8
97	27.4	27.3	27.7	27.6
98	26.7	25.4	25.6	25.3
103	26.7	25.8	25.7	25.8
105	26.8	26.1	26.1	26
109	26.7	25.7	25.8	26.1
112	25.7	27.3	26.7	26.5
116	25.8	25.4	25.4	25.4
117	25.9	24.2	24.3	24.3
119	25.7	25	25.2	25.4
122	27.2	26.9	27.2	27.3
124	25.8	25.7	25.3	25.3
125	25.6	26.1	25.9	26.2
126	25.6	24.7	24.5	24.7
129	25.5	25.1	25.3	25.6
132	25.5	25.2	25.4	25.4
136	25.7	26.1	26.3	26.1
138	26.1	25.3	25.8	25.7
140	25.3	24.7	24.2	24.5
144	25.4	24.9	25.1	25.3
147	27.3	26.6	26.4	26.5
150	25.8	25.6	25.4	25.6
153	26.7	26.2	26.2	26.3
154	26.3	25.8	25.3	25.5
157	26.5	26.1	26.4	26.3
Media	25.3	24.7	24.7	24.8

Tabla A4.23 Comportamiento de la conductividad, etapa 2

Día	Influyente	BF5	BF6	BF7
1	1.3	1.21	1.13	1.32
4	1.34	1.27	1.17	1.27
6	1.48	1.34	1.19	1.31
7	1.56	1.43	1.21	1.36
8	1.5	1.2	1.35	1.4
11	1.4	1.12	1.32	1.31
12	1.43	1.19	1.3	1.28
13	1.32	1.23	1.28	1.25
14	1.43	1.35	1.23	1.32
15	1.5	1.37	1.12	1.42
18	1.45	1.32	1.36	1.35
19	1.32	1.26	1.24	1.28
20	1.45	1.29	1.36	1.29
21	1.55	1.45	1.35	1.34
22	1.48	1.32	1.39	1.45
25	1.39	1.25	1.27	1.32
27	1.31	1.12	1.1	1.2
28	1.2	1	0.96	1.15
29	1.19	0.94	0.85	1.24
32	1.4	1.12	1.11	1.15
33	1.3	1.46	1.09	1.47
34	1.32	1.1	1.23	1.45
36	1.21	0.97	1.14	1.34
39	1.29	0.88	0.97	1.21
41	1.18	1.12	1.24	1.18
43	1.46	1.23	1.12	1.2
46	1.5	1.21	0.95	1.33
47	1.62	1.37	1.3	1.46
49	1.6	1.36	1.42	1.47
53	1.57	1.28	1.17	1.32
55	1.73	1.47	1.23	1.4
60	1.68	1.62	1.71	1.55
61	1.65	1.53	1.75	1.51
62	1.81	1.66	1.78	1.64
63	1.76	1.5	1.66	1.38
67	1.71	1.48	1.64	1.43
69	1.58	1.52	1.69	1.49
71	1.63	1.58	1.72	1.52
74	1.58	1.4	1.61	1.67
75	1.49	1.31	1.54	1.28
76	1.66	1.53	1.5	1.56
77	1.8	1.32	1.35	1.57
81	1.83	1.37	1.45	1.89
82	1.77	1.35	1.78	1.76
83	1.65	1.28	1.34	1.76
84	1.6	0.96	1.52	1.61

89	1.72	1.81	1.42	1.53
91	1.58	1.43	1.55	1.58
92	1.66	1.59	1.78	1.83
95	1.76	1.18	1.39	1.62
97	1.8	1.33	1.45	1.84
98	1.75	1.58	1.64	1.7
103	1.56	1.42	1.32	1.38
105	1.64	1.58	1.49	1.75
109	1.76	1.71	1.62	1.67
112	1.81	1.74	1.73	1.76
116	1.72	1.63	1.58	1.72
117	1.7	1.48	1.5	1.68
119	1.61	1.52	1.48	1.66
122	1.54	1.5	1.45	1.72
124	1.65	1.47	1.39	1.78
125	1.5	1.41	1.32	1.69
126	1.63	1.42	1.3	1.46
129	1.74	1.66	1.44	1.53
132	1.58	1.48	1.37	1.45
136	1.76	1.67	1.31	1.71
138	1.8	1.6	1.28	1.56
140	1.63	1.43	1.57	1.74
144	1.87	1.68	1.73	1.82
147	1.69	1.5	1.53	1.77
150	1.52	1.4	1.41	1.62
153	1.56	1.36	1.38	1.53
154	1.62	1.52	1.42	1.68
157	1.5	1.41	1.3	1.49
Media	1.56	1.38	1.38	1.50