



Universidad Nacional Autónoma de México

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA
INGENIERÍA QUÍMICA–INGENIERÍA DE PROCESOS

ESTUDIO DE UN REACTOR BIOLÓGICO DE BIOPELÍCULA FIJA A ESCALA LABORATORIO
CON EL USO DE MATERIALES NO TEJIDOS PARA LA FIJACIÓN DE LA BIOMASA

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

DOCTOR EN INGENIERÍA

PRESENTA:

M. en I. SERGIO ADRIÁN GARCÍA GONZÁLEZ

TUTOR PRINCIPAL

DR. ALFONSO DURÁN MORENO (TUTOR)
FACULTAD DE QUÍMICA

COMITÉ TUTOR

DRA. PETIA MIJAYLOVA NACHEVA
INSTITUTO MEXICANO DE TECNOLOGÍA DEL AGUA
DR. MODESTO JAVIER CRUZ GÓMEZ
FACULTAD DE QUÍMICA

CIUDAD DE MÉXICO, NOVIEMBRE DEL 2018



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: DRA. GEORGINA FERNÁNDEZ VILLAGÓMEZ

Secretario: DR. PANDIYAN THANGARASU

1er. Vocal: DRA. MARÍA TERESA ORTA LEDESMA

2do. Vocal: DR. GERMÁN CUEVAS RODRÍGUEZ

3er. Vocal: DR. ALFONSO DURÁN MORENO

Lugar donde se realizó la tesis: Laboratorio 301 edificio “E” Unidad de Proyectos y de Investigación en Ingeniería Ambiental (UPIIA). Facultad de Química UNAM

TUTOR DE TESIS:

DR. ALFONSO DURÁN MORENO

ALUMNO:

M. en I. SERGIO ADRIÁN GARCÍA GONZÁLEZ

“La mayoría de la gente dice que el intelecto es lo que hace a un gran científico. Están equivocados: es el carácter”-Albert Einstein.

“La duda es el principio de la sabiduría”-Aristóteles

“Cuanto más original es un descubrimiento, más obvio parece después”-Arthur Koestler.

“Lo que sabemos es una gota de agua; lo que ignoramos es el océano”-Isaac Newton

Agradecimientos

Agradezco a Fabiola Alcántar por todo el apoyo, la ayuda incondicional, las pláticas intensas, las palabras de aliento cuando las cosas no parecían ir bien y por ser mi compañera en este viaje que se llama vida.

A los miembros de mi familia (Fabián, Yolanda, Tía Inés[†], Efrén, Rosalinda, Guadalupe Luis Daniel, Diego, Sergio, Rosa María, Sergio Iván, Irazema, Liz, Mayte, Cesar, y el pequeño Max) por los buenos deseos y por estar siempre presentes.

Al Dr. Alfonso Duran Moreno por el tiempo invertido los consejos brindados y las revisiones realizadas, este viaje fue largo y complicado pero fructífero.

Al comité Tutor conformado por la Dra. Petia Mijaylova Nacheva y el Dr. Modesto Javier Cruz Gómez por los comentarios que enriquecieron el trabajo.

Al jurado conformado por Dra. Georgina Fernández Villagómez, Dr. Pandiyan Thangarasu, Dra. María Teresa Orta Ledesma y al Dr. Germán Cuevas Rodríguez por sus acertadas observaciones durante la revisión del documento.

Al Consejo Nacional de Ciencia y tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para la realización de los estudios de doctorado, con número de registro 206088.

Así también al Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica (PAPIIT) Proyectos IT102415 y IT102118 por los apoyos recibidos para la difusión de la investigación.

A los compañeros, alumnos y personal del grupo de trabajo del Dr. Alfonso (UPIIA) y del Laboratorio 301 del conjunto E de la -Facultad de Química de la UNAM

NOMENCLATURA

ASTM	American Society for Testing and Materials
A	Área de contacto superficial entre la fase líquida y gaseosa
α .	Fracción hueca que ocupa la dispersión del gas
-b	Coefficiente de decaimiento celular de primer orden
BET	Brunauer, Emmett y Teller
BTEX	Acrónimo de los compuestos químicos benceno, tolueno, etilbenceno y xileno
BAF	Biological aerated filter
C	Concentración real del oxígeno en el seno del líquido
C_B	Concentración de componentes en el seno del líquido
CLC	Capa límite de concentración
C_{LF}	Concentración de componentes en la superficie del biofilm
CLTM	Capa límite de transferencia de masa
CO	Capacidad de oxigenación
COS	Carga orgánica superficial
C_s	Concentración de saturación de oxígeno disuelto en la interface de la película de líquido
D	Coefficientes de difusión molecular
DNA	Ácido desoxirribonucleico
d_p	Diámetro de la burbuja
D/uL	Coefficiente de dispersión
D	Coefficiente de difusión molecular
Daq	Coefficiente de difusión en agua pura
D_{film}	Coefficiente de difusión en la biopelícula
D_T	Coefficientes de dispersión turbulenta
<i>DTR</i>	Distribución de tiempos de residencia
j_n	Flux de masa perpendicular a la biopelícula
j_z	Flux de masa del componente i
$K_L a$	Coefficiente de transferencia de oxígeno
k_c	Coefficiente de transferencia de masa
k_d	Coefficiente de decaimiento celular
K_s	Coefficiente de saturación media
K_{O_2}	Coefficiente de saturación media para el oxígeno
k_r	Coefficiente de respiración celular
L_L	Capa efectiva de transferencia
MEB	Microscopía electrónica de barrido
NTU	Unidad nefelométrica de turbidez
PAH's	Polycyclic aromatic hydrocarbons
PET	Tereftalato de polietileno
PVC	Policloruro de vinilo
Re	Número de Reynolds
RBPFNT	Reactor biológico de platos fibrosos no tejidos
MBBR	Moving Bed Biofilm Reactor
r_{ac}	Velocidad global de reacción
r_{O_2}	rapidez de consumo de oxígeno
r_S	rapidez de consumo de sustrato
r_X	rapidez de formación de la biomasa

S_a	Área superficial del soporte
S_{O_2}	Concentración de oxígeno disuelto
S	Concentración de sustrato
Sc	Número de Schmidt
SST	Sólidos suspendidos totales
SSV	Sólidos suspendidos volátiles
SV	Sólidos volátiles
ST	Sólidos totales
TRH	Tiempo de residencia hidráulica
u_z	Velocidad convectiva en la dirección z
V	Volumen de la fase líquida
V_g	Velocidad superficial del gas
V_L	Velocidad superficial del líquido
V_s	Velocidad de deslizamiento de las burbujas
VUO	Velocidad de utilización de oxígeno
X_H	Concentración de biomasa activa
X_{max}	Células máximas formadas
Y_s	Rendimiento por la utilización del sustrato
μ_{max}	Tasa máxima de crecimiento específico
μ_s	Viscosidad cinemática del agua
ρ_a	Densidad aparente
ρ_L	Densidad del líquido
ρ_m	Densidad de la fibra
ϵ	Porosidad de la fibra
μ_L	Viscosidad del líquido
U_g	Velocidad superficial del gas
Θ	Tiempo de mezcla
C_m	Máxima concentración del trazador
C_∞	Concentración del trazador en la mezcla completa

Índice

NOMENCLATURA	5
RESUMEN.....	11
CAPITULO 1.....	15
INTRODUCCIÓN	16
JUSTIFICACIÓN	18
HIPÓTESIS Y OBJETIVOS.....	20
CAPITULO 2.....	22
ANTECEDENTES	23
Sistemas biológicos de biopelícula.....	23
Soporte en los sistemas de biopelícula	25
Procesos que ocurren en una biopelícula	28
Proceso de transformación biológica	29
Biodegradación de fenol.....	30
Degradación de fenol por microorganismos vía aerobia	31
Degradación de fenol por microorganismos vía anaerobia	33
Inhibición de los microorganismos al fenol.....	33
Evaluación del régimen de flujo	34
Tiempo de mezcla	37
Proceso de transporte en una biopelícula	38
Transporte por difusión en biopelícula	39
Procesos de transferencia en una biopelícula.....	40
Transferencia de oxígeno.....	42
Desprendimiento de la biomasa en los sistemas de biopelícula	44
CAPITULO 3.....	47
METODOLOGÍA.....	48
ETAPA I.....	49
Evaluación de la remoción de fenol por microorganismos aerobios.....	49
ETAPA II.....	51
Diseño y construcción del RBPFT a escala laboratorio.....	51
ETAPA III.....	53
Evaluación del RBPFT.....	53

ETAPA IV	55
Operación del reactor en forma continua	55
ETAPA V	56
Comparación del reactor por platos con el MBBR	56
CAPITULO 4.....	57
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	58
Aclimatación de microorganismos al contaminante.....	58
Evaluación de parámetros cinéticos.....	60
Diseño y construcción del RBPFNT	63
Pruebas físicas al soporte no tejido.....	65
Acumulación de microorganismos al soporte	66
Evaluación del régimen de flujo en el RBPFNT	68
Evaluación del tiempo de mezcla	73
Evaluación de la transferencia de oxígeno	74
Evaluación de la transferencia de masa.....	79
Desprendimiento de los microorganismos del soporte a diferentes flujos de aire.	90
Operación del reactor en forma continua	92
Comparación del RBPFNT de platos y el MBBR	95
Conclusiones.....	100
Referencias	104
TABLAS	
Tabla 2.1.. Diferentes tecnologías de biopelícula para el tratamiento de aguas residuales (Eberl, et al., 2006; Water Environment Federation, 2011)	24
Tabla 2.2..... Características del soporte para una mejor adhesión (Valdivia-Soto, 2005)	26
Tabla 2.3..... Reportes del uso de materiales no tejidos utilizados como soportes de biopelículas.....	27
Tabla 3.1.... Concentraciones de glucosa y fenol en el reactor durante la aclimatación de los microorganismos.....	50
Tabla 4.1..... Coeficientes cinéticos reportados en la literatura en una población mixta de microorganismos (Bajaj et al., 2009)	63

Tabla 4.2.... Valores del coeficiente de transferencia de masa, kLa , a diferentes flujos de aire	75
Tabla 4.3.. Comparación de los coeficientes de transferencia de masa externa utilizando tres ecuaciones empíricas y el modelo Aquasim.....	89
Tabla 4.4....Cargas orgánicas aplicadas en diferentes tecnologías para el tratamiento de agua (WEF 2011)	99

FIGURAS

Figura 2.1. Vías metabólicas para la degradación del fenol (Barrios-Martinez, et al., 2006)).	32
Figura 3.1. Diagrama de la metodología experimental.....	48
Figura 3.2. Esquema del general del diseño del reactor por platos.	52
Figura 4.1. Recipiente de 20 L agitado para la aclimatación de los microorganismos	58
Figura 4.2. Tendencia durante la etapa de aclimatación de los microorganismos al fenol.	59
Figura 4.3. Perfiles de degradación de fenol a diferentes concentraciones de fenol.	61
Figura 4.4. Estimación del coeficiente de rendimiento celular (Y).....	61
Figura 4.5. Evaluación de los coeficientes cinéticos en Aquasim	62
Figura 4.6. Dispositivo experimental reactor por platos	64
Figura 4.7. Imágenes en microscopia electrónica de barrido; A) 4000, B) 1000, C) 500 y D) 70 aumentos	66
Figura 4.8. Diferentes tipos de materiales plásticos.....	67
Figura 4.9. Porosidad aparente en los diferentes soportes.....	67
Figura 4.10. Sistema para determinar el régimen de flujo en el reactor	69
Figura 4.11. Concentración de azul de metileno en la inyección por impulso sin flujo de aire	70
Figura 4.12. Comparación de datos experimentales de una inyección por pulso contra el modelo de dispersión.....	70
Figura 4.13. Concentración de azul de metileno en la inyección por impulso con flujo de aire (5.4 L/min)	71
Figura 4.14. Simulación de los resultados experimentales	72
Figura 4.15. Medición de las concentraciones de azul de metileno a diferentes flujos de aire y cálculo del tiempo de mezcla.....	74

Figura 4.16. Mediciones de oxígeno disuelto a diferentes flujos de aire utilizando el método estímulo-respuesta	75
Figura 4.17. Fotografías del soporte no tejido después de tres semanas de operación a una carga de 16.4 g fenol/[m ² d].....	76
Figura 4.18. Mediciones de oxígeno disuelto a diferentes flujos de aire	77
Figura 4.19. Variación del coeficiente de transferencia de masa k_La a diferentes velocidades de aire, con y sin microorganismos	78
Figura 4.20. Mediciones del consumo de oxígeno disuelto en un reactor discontinuo.	79
Figura 4.21. Perfil de degradación de fenol con una concentración inicial de 100mg/L	80
Figura 4.22. Perfil de degradación de fenol con una concentración inicial de 240 mg/L..	81
Figura 4.23. Perfil de degradación de fenol con una concentración inicial de 798 mg/L..	82
Figura 4.24. Perfil de degradación mediciones de fenoles a diferentes velocidades de aireación	83
Figura 4.25. Diámetro de burbuja en el reactor (A) y fracción hueca, α , ocupada por el gas en el reactor (B).	85
Figura 4.26. Simulación en Aquasim del reactor de biopelícula operada en régimen discontinuo considerando la cinética de Monod	88
Figura 4.27. Simulación en Aquasim del reactor de biopelícula operada en régimen discontinuo considerando la cinética de orden cero.	89
Figura 4.28. Biomasa desprendida del soporte a diferentes flujos de aire.	90
Figura 4.29. Fotografías del soporte fibroso no tejido en el microscopio estereoscópico	91
Figura 4.30. Operación del reactor en continuo a diferentes cargas orgánicas superficiales	93
Figura 4.31. Sólidos suspendidos totales durante la operación del reactor en continuo. .	94
Figura 4.32. Porcentaje de biomasa activa en cada plato del reactor	95
Figura 4.33. Comparación de los coeficientes de transferencia de masa en dos reactores que utilizan fibras no tejidas como soporte	96
Figura 4.34. Comparación de la rapidez de reacción aparente de reacción entre el MBBR y el reactor por platos.....	97
Figura 4.35. Operación del MBBR en continuo a diferentes cargas orgánicas superficiales	98

RESUMEN

Una tendencia internacional en el diseño de plantas de tratamiento de aguas residuales, tanto municipales como industriales, es construirlas cada vez más compactas y con los menores requerimientos de energía. Los sistemas de biopelícula han mostrado este tipo de ventajas técnicas con respecto a los sistemas tradicionales de biomasa en suspensión. Sin embargo, este tipo de sistemas también han presentado algunas desventajas como son el desprendimiento de la biopelícula de soportes lisos y una limitada transferencia de masa de nutrientes y contaminantes hacia los microorganismos.

En la presente investigación se llevó a cabo la evaluación de un reactor biológico de flujo ascendente con biomasa adherida en platos de un material plástico fibroso no tejido utilizando fenol como contaminante modelo. El soporte que se utilizó en este sistema permite acumular hasta 60% de biomasa activa en su porosidad, la cual llega a ser de 250 mg SST/cm². Al estar las células dentro de los poros del soporte se tiene una protección a los esfuerzos cortantes que son provocados por los flujos de aire y agua dentro del reactor, esto representa una ventaja técnica con respecto a los soportes lisos, ya que se puede incrementar la velocidad superficial del aire la cual genera una agitación más vigorosa que disminuye la capa de transferencia sin que se lleve a cabo un desprendimiento de la biomasa con un consecuente aumento de la rapidez de reacción.

En este proyecto de investigación se determinó la influencia que tiene la velocidad de aireación en la agitación del sistema, en la transferencia de masa, en el desprendimiento de la biopelícula y en la rapidez de reacción.

El sistema biológico de lecho fijo propuesto es innovador debido a que los microorganismos se encuentran soportados por un material no tejido de poliéster, con el diseño en platos horizontales, se mejora el mezclado al direccionar el flujo de aire y líquido en zig zag dentro del reactor, al

mejorar el mezclado, se aumenta la transferencia de masa en la interface líquido biopelícula esto se consigue al disminuir la capa límite sobre la biopelícula. Al mejorar el mezclado también se favorece la transferencia del oxígeno del seno de gas hacia el líquido; esto permite mantener condiciones aerobias en la biopelícula manteniéndola completamente activa. Con la fijación de los microorganismos en soportes porosos se busca proteger a la biomasa de los efectos de corte debido al flujo de aire y así aumentar la velocidad de reacción en la biopelícula.

Con fines comparativos, se tomó como referencia un reactor biológico de lecho móvil (MBBR por sus siglas en inglés de Moving Bed Biofilm Reactor) debido a que son sistemas de película fija muy estudiados, en los cuales los soportes se colonizan de forma considerable (de 0.004 g SV/g a 0.8 g SV/g de soporte), además de que presentan aceptables tasas de reacción (5 a 20 g DBO m² d) (Water Environment Federation, 2011) debido a que los empaques se encuentran en una agitación constante.

Este trabajo pretende ser el punto de partida de un desarrollo tecnológico que se utilice para el tratamiento de aguas residuales de una forma práctica y novedosa, contribuyendo a resolver los problemas que se presentan en los sistemas de biopelícula convencionales

ABSTRACT

Currently, the international trend on designing municipal and industrial wastewater treatment technology involves the construction of compact and low energy-consuming systems. According to scientific research, biofilm systems have the advantages of compactness and low energy consumption over other approaches. However, biofilm systems also have disadvantages, such as operational problems due to slow mass transfer of contaminants and nutrients to it. Moreover, when biofilm reactors have treated high organic loadings, they have presented a limitation in oxygen transfer.

The aim of this work was to evaluate the effect of aeration rate (U_g) on the performance of a novel nonwoven flat plate bioreactor. One of the most active research areas regarding biofilm aerobic biological systems is the analysis of the biomass supported on nonwoven materials. These materials are porous fabrics and they are composed of a random array of polymeric fibers or filaments in a tridimensional structure in several layers. More frequently used polymers for biofilm systems are polyester (PET), polypropylene, polyethylene and nylon. In addition, these polymeric fibers can be used in several arrays allowing for the design of novel bioreactors, sponge cubes being one of the most preferred immobilization systems. However, other unexplored configurations such as zig-zag flow paths can be considered. The principal advantages of these materials are that they provide a high specific surface area for cell attachment (about 250 mg SST/cm²), high and constant surface-to-volume ratio, high mechanical strength, high permeability, low cost and lower mass transfer resistance compared to micro-carrier particles. The nonwoven fibrous support immobilized the biofilm in a fashion similar to traditional supports; in addition, it protected the cells of shear stress from the aeration rates.

The novel details of the present fixed biofilm bioreactor are a horizontal zig-zag air-water flow through it, a relatively reduced air flow cross section, microorganisms attached to a nonwoven

fibrous support and a relatively high separation between fiber dishes. As a result of these design improvements, aeration rate, liquid agitation, contaminant removal rate and mass transfer coefficients were increased. Thus, the effects of aeration rate (U_g) on hydrodynamics, mass transfer, and biological degradation were evaluated to obtain the necessary data to describe the operation of this type of bioreactor.

The results showed that, increases in U_g , ranging from 0.080 to 0.129 m/s, resulted in increases on the apparent substrate consumption rate (8.38 to 11.86 mg/L h) and decreases in mixing time (from 13 to 7 min), thereby positively affecting the oxygen ($k_L a$) and external (k_c) mass transfer. Biofilm detachment was less than 1% despite the fact that shear stress value was 1.12 Pa at the highest airflow rate. The system could treat a superficial organic loading from 13.54 up to 50 g phenol/m² d with almost 100% phenol removal.

Finally the biological reactor was compared with Moving Bed Biofilm Reactor (MBBR) this technology is the most used in wastewater treatment because, it can accumulate 0.004 g SV/g to 0.8 g SV/g in the substratum and this technology treat from 5 to 20 g DBO m² d) (Water Environment Federation, 2011).

This work pretends to be the starting point of a technological development which can be used to treat wastewater in a practical and novel way, helping to solve the problems that have arisen in conventional biofilm systems

CAPITULO 1

INTRODUCCIÓN

Una clasificación general de los sistemas de tratamiento de aguas residuales incluye los reactores de biomasa suspendida y los de biomasa fija. Estos últimos tienen diversas ventajas con respecto a los sistemas en suspensión (Muhamad, et al., 2015; Adav, et al., 2008), dentro de las cuales se puede destacar: una mayor acumulación de biomasa por metro cúbico de reactor, mayor capacidad de tratamiento de la carga orgánica de contaminante en un menor volumen, tolerancia a fluctuaciones de contaminantes tóxicos, además, previene el lavado de células en procesos en continuo (Gómez-De Jesús, et al., 2009; Water Environment Federation, 2011). Las desventajas principales de estos sistemas son el crecimiento excesivo de la biomasa (colmatación del lecho), la complicada limpieza de los sistemas de aireación, el desprendimiento de la biomasa del soporte, la deficiente transferencia de oxígeno del aire al seno del líquido, así como una lenta transferencia de masa de los contaminantes y del oxígeno hacia la biopelícula (Gómez-De Jesús, et al., 2009; Water Environment Federation, 2011). En la literatura científica se ha reportado una gran variedad de soportes para formar la biopelícula como son: piedras de río y volcánicas, piedra pómez, pequeñas piezas de madera, carbón activado, plásticos de todos tipos y formas, textiles, esponjas de poliuretano esponjas de Luffa, por mencionar los soportes principales (Water Environment Federation, 2011).

Una de las líneas actuales de investigación sobre sistemas biológicos aerobios de flujo ascendente es la que se refiere al estudio de los procesos de biomasa fija en soportes fibrosos no tejidos (non-woven) que se encuentran totalmente sumergidos en el líquido (Jajuee, et al., 2007). Estos materiales se encuentran formados de varias capas superpuestas de pequeños filamentos unidos entre sí, formando una estructura tridimensional de hasta 98% de porosidad (Hutten, 2007). Los polímeros más comunes que conforman los materiales no tejidos son: poliéster, polipropileno, poliamida (Nylon), poliacrilonitrila (acrílico), polietileno, policarbonato, PET (Tereftalato de polietileno) (Hutten, 2007). Las principales ventajas de estos soportes son:

alta área superficial para el crecimiento de la biopelícula, relación constante volumen-superficie, alta porosidad, buena resistencia mecánica del material, adecuada permeabilidad, bajo costo y baja resistencia a la transferencia de masa comparada con soportes micro porosos (Kilonzo, et al., 2010).

En los reactores de biopelícula que utilizan soportes no tejidos, los microorganismos se adhieren a materiales inertes hidrofóbicos de alta porosidad formando una matriz biológicamente activa (Jajuee, et al., 2007). Después de varios días de operación, si no hay limitación por sustrato y oxígeno disuelto, se obtiene una gran acumulación de microorganismos en la porosidad formada entre las fibras. Cuando hay una gran acumulación de microorganismos en los soportes porosos se puede acelerar el proceso de degradación de los contaminantes, se ha encontrado que la concentración de microorganismos en los sistemas de biomasa inmovilizada en esponjas porosas de poliuretano ($1.37g_{\text{biomasa}}/g_{\text{soporte}}$) ha sido incluso 40 veces mayor que en un sistema de lodos activados convencional (Guo, et al., 2010). Dado estas características de los reactores de biomasa fija sobre soportes no tejidos es de particular importancia el estudio de los procesos que ocurren en el reactor y particularmente en la fibra para determinar cuál de ellos tiene una mayor influencia en la velocidad de degradación del contaminante.

JUSTIFICACIÓN

De acuerdo con la literatura científica, los sistemas biológicos de biopelícula presentan ventajas interesantes con respecto a los sistemas de biomasa en suspensión (Muhamad, et al., 2015). Sin embargo, cuando estos reactores tratan altas cargas orgánicas se tienen limitaciones en la transferencia de oxígeno, el incremento del flujo de aire para aumentar el coeficiente de transferencia de oxígeno (K_La) no es recomendable ya que ocasiona un desprendimiento de la biopelícula debido a los efectos de corte del flujo de aire (Paul, et al., 2012).

Los soportes no tejidos brindan la protección necesaria a los microorganismos para evitar su desprendimiento, por lo que es posible operar a mayores flujos de aire. Con altas velocidades de aire dentro del reactor, hay un incremento en el coeficiente de transferencia de oxígeno, como se encuentra reportado por Najafpour (2007). Además existen estudios que demuestran que los incrementos del flujo de aire y del líquido (velocidad superficial) en sistemas de biopelícula tienen un efecto positivo en la rapidez de remoción del contaminante (Melo & Vieira M., 1999; González-Brambila & López-Isunza, 2008; Khoshfetrat, et al., 2011) esto se debe principalmente a la disminución de la capa límite que se forma entre el seno del líquido y la superficie de la biopelícula por lo cual mejora la penetración de los contaminantes y nutrientes en la biopelícula (Melo & Vieira M., 1999). Otras investigaciones han minimizado el efecto del flujo de aire en los reactores biológicos e incluso algunos han asegurado que sólo tiene un pequeño efecto en la remoción de la materia orgánica (Feng, et al., 2012). Por otra parte, otros autores mencionan que el flujo de aire está asociado con la turbulencia en el sistema lo que provoca un aumento en la penetración de los contaminantes y por lo tanto un aumento en la actividad global de la biopelícula y por consecuencia un aumento en la rapidez de reacción (Valdivia-Soto, 2005; Gómez-De Jesús, et al., 2009). Muchos autores recomiendan que en los sistemas de BAF (por sus siglas en inglés biological aerated filter (BAF)), la concentración de oxígeno disuelto sea mayor de 6 mg/L para favorecer un gradiente de concentración en la biopelícula y mejorar la rapidez de reacción (Water

Environment Federation, 2011). Por otro lado, González-Brambila y López-Isunza (2008) demostraron en un sistema de biopelícula (membrana permeable) que cuando se aumenta la velocidad superficial del líquido se disminuye la capa de transferencia de masa externa y se mejora la difusión en la biopelícula; en sus experimentos no se pudo aumentar la velocidad superficial del líquido por encima de 0.0107 m/s ya que los esfuerzos cortantes del flujo del líquido desprendían la biopelícula del soporte. Por otro lado, en los últimos años, los sistemas de biopelícula inmovilizada han sido cada vez más utilizados para el tratamiento de aguas residuales, logrando alto rendimiento y estabilidad debido a su capacidad de mantener un alto tiempo de retención celular (TRC) incluso cuando se opera a bajo tiempo de residencia hidráulica (Borghei, et al., 2007).

En la literatura científica hasta ahora consultada, relacionada con reactores aerobios de biopelícula, se ha encontrado escasa información sobre la relación entre la velocidad superficial del aire suministrado y los efectos ocasionados en la acumulación de los microorganismos en soportes fibrosos no tejidos y con los procesos de transferencia de masa que conllevan a la posterior degradación de los contaminantes presentes en el agua por parte de los microorganismos. En los trabajos encontrados, el flujo de aire suministrado a los sistemas se fija a un valor suficiente para asegurar la presencia de oxígeno disuelto para que los microorganismos puedan realizar su metabolismo, pero no se estudia el efecto que dicho flujo de aire pueda tener sobre la agitación del sistema y sobre la capa de transferencia de masa. En la mayoría de los casos, el flujo de aire se limita a un valor tal que no provoque el desprendimiento de la biopelícula y no se evalúa realmente cuál es el efecto de la velocidad superficial del flujo de aire sobre el funcionamiento global del proceso.

En este estudio se muestran los efectos que tiene la velocidad superficial del flujo del aire en los coeficientes de transferencia de masa del gas hacia el líquido, así como del líquido al sólido; además se determinó el efecto de la velocidad de aireación sobre la rapidez de reacción en el

reactor biológico de platos fibrosos no tejidos (RBPFT), también se evalúa si la configuración del reactor presenta ventajas con respecto a tecnologías existentes.

HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

Para esta investigación se planteó la siguiente hipótesis

Hipótesis

Si se utiliza como soporte biológico un material plástico altamente poroso, como las fibras no tejidas, en un reactor de flujo ascendente, se podrán utilizar velocidades superficiales de aire mayores sin que se tenga un significativo desprendimiento de la biopelícula, favoreciéndose entonces una mayor transferencia de masa, tanto de sustrato como de oxígeno, hacia la biopelícula y por lo tanto se podrá aumentar la rapidez de reacción en la degradación del sustrato.

Objetivo general

Evaluar en reactores de biopelícula fija la influencia de la velocidad superficial de aire sobre los coeficientes de transferencia de masa, el desprendimiento de la biopelícula y la rapidez de biodegradación de fenol utilizando un soporte altamente poroso.

Objetivos particulares

1. Estimar los coeficientes cinéticos de la degradación de fenol utilizando microorganismos adaptados en suspensión.
2. Determinar la hidrodinámica del reactor biológico de platos fibrosos no tejidos considerando diferentes velocidades de aireación.
3. Analizar el efecto sobre la transferencia de oxígeno en los reactores biológicos a diferentes velocidades de aireación.
4. Establecer el efecto en la transferencia de masa externa, en la rapidez de reacción y en la degradación de fenol en el reactor biológico de platos fibrosos a diferentes velocidades de aireación.
5. Cuantificar el desprendimiento de la biomasa del soporte poroso no tejido tomando en cuenta diferentes esfuerzos cortantes.
6. Comprobar la tecnología que presenta mejores remociones de cargas orgánicas superficiales empleando dos reactores biológicos de biomasa inmovilizada.

CAPITULO 2

ANTECEDENTES

Sistemas biológicos de biopelícula

La biodegradación es un proceso, en el cual los microorganismos tienen la capacidad de utilizar parcial o completamente compuestos orgánicos, como fuente de carbono y energía, degradándolos hasta dióxido de carbono (CO_2) y agua (H_2O) logrando la mineralización. Lo anterior implica una alteración estructural de la molécula y la formación de intermediarios metabólicos que pueden servir de elementos estructurales de la célula o de combustible al oxidarse (Mara & Horan, 2003).

Una biopelícula puede ser definida como un agregado de microorganismos que asemejan una capa fija en una superficie sólida y es usualmente idealizada como si estuviera compuesta de una matriz homogénea de células y de polímero extracelular que enlaza a éstas en la superficie (Aguilera, et al., 2008; Characklis & Marshall, 1990; Evans, 2000; Kim, et al., 2006).

Cualquier superficie en contacto con un medio nutriente que contenga microorganismos, desarrolla una capa biológicamente activa donde los microorganismos crecen y van haciendo que la biopelícula tenga un mayor espesor. Cuando la capa de agua residual fluye sobre el medio de empaque cubierto de la biopelícula, el oxígeno y los otros nutrientes se consumen según se difundan dentro de la biopelícula, desde la interfase entre la biopelícula y el líquido adyacente. (Stewart, 2003).

Aunque la composición de la biopelícula es variable en función del sistema en estudio, en general, el componente mayoritario de la biopelícula es agua, que puede representar hasta un 97% del contenido total de su masa. Además de agua y de las células bacterianas, la matriz de la biopelícula es un complejo formado principalmente por exopolisacáridos (Sutherland, 2001). En

menor cantidad se encuentran otras macromoléculas como proteínas, DNA y productos diversos procedentes de la lisis de las bacterias (Branda, et al., 2005).

Estudios realizados, utilizando microscopia confocal han demostrado que la arquitectura de la matriz de la biopelícula no es sólida y presenta canales que permiten el flujo de agua, nutrientes y oxígeno incluso hasta las zonas más profundas (Lawrence, et al., 1994). La existencia de estos canales no evita que dentro de la biopelícula se encuentren diferentes ambientes en los que la concentración de nutrientes, pH y oxígeno es diferente. Lo que hace que la heterogeneidad sobre el estado fisiológico en el que se encuentra la bacteria dentro de la biopelícula sea diferente (Kuehn, et al., 1998).

La diversa naturaleza de las biopelículas y su alta gama de aplicaciones han dado lugar al desarrollo de diferentes configuraciones de reactores, los diferentes diseños se basan principalmente, en la naturaleza de la reacción catalítica, productividad del reactor, acumulación de microorganismos, estabilidad del proceso y los requerimientos de aireación.

Las principales tecnologías de biopelícula para el tratamiento de aguas residuales se pueden resumir en la Tabla 2.1.

Tabla 2.1. Diferentes tecnologías de biopelícula para el tratamiento de aguas residuales (Eberl, et al., 2006; Water Environment Federation, 2011)

Categoría	Tecnología	Observaciones
Soportes fijos	Filtro percolador	El filtro percolador fue desarrollado a principios de los años 1890's, las modificaciones que esta tecnología ha sufrido a lo largo del tiempo han sido principalmente en el material de soporte para fijar los microorganismos que van desde piezas de madera hasta soportes plásticos con diferentes áreas superficiales
	Filtros biológicos aireados	Esta tecnología fue desarrollada a principios de los años 90 se ha trabajado con la configuración de flujo ascendente y descendente en flujo ascendente no provoca una colmatación del lecho y el crecimiento de la biomasa es controlado con retrolavados en el soporte
Soportes móviles	Bio-discos	Los primeros biodiscos fueron desarrollados en 1974, el primer material de soporte fue discos de madera, la evolución en esta

Categoría	Tecnología	Observaciones
		tecnología ha sido hacia usar materiales plásticos y aumentar el volumen inundado del disco, últimamente se han utilizado biodiscos con una gran fracción hueca que aumenta el área disponible para formar la biopelícula.
	MBBR	30 años atrás se creó esta tecnología que combina la tecnología de biomasa en suspensión con la tecnología de biopelícula, se han utilizado desde soportes comerciales Kaldness hasta cubos de poliuretano, es la tecnología más novedosa con la que se cuenta actualmente en el ámbito de sistemas de biopelícula.

En la literatura científica se pueden encontrar tecnologías emergentes, que pueden ser clasificadas dentro de estas dos categorías o una mezcla entre ellas (Water Environment Federation, 2011; Environmental Protection Agency (EPA), 2008; Artiga, et al., 2005).

Soporte en los sistemas de biopelícula

Por lo que se puede observar en los sistemas de biopelícula, el soporte, es el elemento clave del proceso ya que es en éste donde se acumulan los microorganismos que realizan la degradación del contaminante, por lo que es de vital importancia hacer una revisión del soporte a utilizar.

En la literatura científica se ha reportado una gran variedad de soportes para formar la biopelícula como son: piedras de río y volcánicas, piedra pómez, pequeñas piezas de madera, carbón activado, plásticos de todos tipos y formas, textiles, esponjas de poliuretano esponjas de Luffa, por mencionar los soportes principales (Water Environment Federation, 2011).

Ahora bien, los soportes utilizados en los sistemas de biopelícula convencional deben de cubrir algunas características importantes para favorecer la adherencia de los microorganismos, estas se resumen en la Tabla 2.2.

Tabla 2.2. Características del soporte para una mejor adhesión (Valdivia-Soto, 2005)

Parámetro	Característica
Carga electrostática del soporte	Debe ser positiva debido a la carga negativa de los microorganismos sea afín.
Afinidad por el agua	Ésta debe ser baja, para que atraiga eficazmente a los microorganismos formadores de biopelículas.
Porosidad	Los poros deben de ser profundos, debido a que gracias a ellos los microorganismos entran a éstos dándole mayor estabilidad a la biopelícula.
Estabilidad	El soporte no debe interactuar con el compuesto que se quiera tratar ni con los microorganismos presentes.

Por otro lado, una de las líneas actuales de investigación sobre sistemas biológicos aerobios de flujo ascendente es la que se refiere al estudio de los procesos de biomasa fija en soportes no tejidos (non-woven) que se encuentran totalmente sumergidos en el líquido (Jajuee, et al., 2007).

Un material no tejido es “una estructura textil tridimensional, producido por la unión o entrelazados de fibras, o ambos; esta unión es llevada a cabo por medios mecánicos, químicos o térmicos y sus combinaciones” (American Society for Testing and Materials (ASTM)). El primer paso en el proceso de fabricación del no tejido es la formación de la manta (web forming), que es la estructura aún no consolidada, está formada por una o más capas de velos de fibras o filamentos. El diámetro de las fibras que lo conforman es de 1 a 200 μm , éste le dará la característica de rigidez mientras más delgada sea la fibra más flexible será el material. (Hutten, 2007; Russell, 2007)

Después de la formación de la manta es necesario realizar la consolidación (unión de las fibras o filamentos), el no tejido se encuentra formado de varias capas superpuestas unidas entre sí por algún método químico térmico o mecánico, formando una estructura tridimensional de hasta 99% de porosidad. Los materiales más comunes que conforman los no tejidos son: poliéster,

polipropileno, poliamida (Nylon), poliacrilonitrila (acrílico), polietileno, policarbonato, PET (Tereftalato de polietileno). (Hutten, 2007)

Los estudios realizados para utilizar materiales parecidos como soporte de una biopelícula empezaron hace poco más de 18 años (Jajuee, et al., 2007; Chen, et al., 2009; Özbek & Gayik, 2001). Este tipo de soportes presentan una gran área superficial comparado con los soportes convencionales para el tratamiento de aguas residuales, esto se debe principalmente a que los filamentos que conforman este material son de apenas de unas cuantas micras (20 μm) y que la malla que forman se encuentra de una forma tridimensional, por lo cual las células se encuentran depositadas dentro de la porosidad del material y sobre éste, otro aspecto importante para considerarlo como soporte de biopelícula es que el tipo de material del que están hechos los materiales de los no tejidos tienen una media-alta hidrofobicidad por lo cual la adherencia de los microorganismos en el material es más fuerte. Los estudios que han utilizado este material como soporte se enfocaron principalmente en determinar la hidrodinámica en los reactores, los coeficientes de transferencia de masa $k_L a$ y la degradación biológica de sustancias tóxicas específicas. En la Tabla 2.3 se muestran los diferentes estudios que han utilizado este tipo de soporte.

Tabla 2.3. Reportes del uso de materiales no tejidos utilizados como soportes de biopelículas.

Referencias	Volumen del reactor (L)	Tipo de soporte	TRH (h)	Solución de alimentación	Comentarios
Jajuee, et al. (2007)	10	Placa de fibra no tejida de poliéster	4	Xileno 100 mg/L Naftaleno 30 mg/L	Estudio de la biodegradación aerobia de BTEX, PAH's y de la transferencia de oxígeno en un reactor biológico Airlift, utilizando un soporte no tejido de poliéster, el régimen hidráulico es de un tanque totalmente mezclado
Chen, et al. (2009)	10	Fibra flexible no tejida de rayón	2	----	Comparación de un reactor biológico en suspensión y un reactor de biopelícula en una fibra flexible (no

Referencias	Volumen del reactor (L)	Tipo de soporte	TRH (h)	Solución de alimentación	Comentarios
					tejido), el régimen hidráulico es de un reactor totalmente mezclado
Özbek & Gayik (2001)	1	Fibra Scotch-Brite	---	----	Estudio de la transferencia de oxígeno en un reactor de biopelícula en un reactor con fibras no tejidas suspendidas, se determinó que el flujo de aire (0.1-1 L/min) es suficiente para mantenerlo suspendido, la viscosidad y la agitación tiene un efecto directo en el coeficiente de transferencia $K_L a$.

La información presentada en estos estudios es valiosa en el sentido que aporta datos interesantes de los materiales no tejidos; sin embargo, se puede observar que la mayoría de los trabajos se enfocan a describir los fenómenos de una manera aislada, los estudios se han dirigido principalmente al estudio de la degradación de contaminantes específicos dejando de lado cuestiones como la hidrodinámica, la transferencia de contaminantes y oxígeno así también los efectos de desprendimiento de la biopelícula debido a los efectos de corte en este tipo de soportes. Por lo cual es de vital importancia el estudio global de los fenómenos que se llevan a cabo en los reactores que ocupan este tipo de soportes.

Procesos que ocurren en una biopelícula

El estudio de reactores de biopelícula involucra el estudio de los fenómenos físicos, químicos y biológicos que ocurren durante la biodegradación de la materia orgánica, dos tipos de procesos universales ocurren en un sistema de biopelícula: la transformación (ej. consumo de sustrato) y el transporte (ej. difusión y transferencia de masa), estos están estrechamente relacionados con la utilización del sustrato dentro de la biopelícula. El transporte convectivo provee a la biopelícula de sustrato y nutrientes necesarios para su utilización. La reacción biológica del sustrato y la difusión crean gradientes de concentración dentro del soporte (Eberl, et al., 2006). En términos matemáticos, éstas son condiciones límite para la ecuación de balance de masa en cada

componente. La herramienta para calcular los impactos de todo el proceso es el balance de masa que es el fundamento para modelar los procesos que ocurren en una biopelícula.

Para cualquier componente, posición y tiempo, un balance de masa general sería: (Ecuación 2.1)

$$r_{ac} = \sum_{i=1}^n r \text{ transferencia} + \sum_{i=1}^n r \text{ transporte} + \sum_{i=1}^n r \text{ transformación} \quad (2.1)$$

Proceso de transformación biológica

Los procesos de transformación que ocurren en la biopelícula, son principalmente de tipo bioquímico en las cuales se produce o se consume uno o más componentes. Para modelar la transformación que ocurre dentro del sistema de biopelícula se tiene que tomar en cuenta varios procesos que ocurren dentro del reactor biológico y que son de interés como el crecimiento de heterótrofos que no es otra cosa que el aumento de las células en la biopelícula debido al consumo de sustrato en el reactor biológico, este proceso se puede ver limitado por el sustrato y por el oxígeno, Otro proceso importante es el decaimiento o consumo endógeno que es la cantidad de bacterias que se encuentran en el proceso de lisis. La ecuación para la rapidez de formación de la biomasa (r_X) y el consumo endógeno de las células quedaría de la siguiente forma, cuando se ocupa la ecuación de Monod con doble sustrato limitante (ecuación 2.2).

$$r_X = Y_s \mu_{max} \frac{S}{K_s + S} \frac{S_{O_2}}{K_{O_2} + S_{O_2}} X_H - k_d X_H \quad (2.2)$$

Donde Y_s es el rendimiento celular por la utilización del sustrato, μ_{max} tasa máxima de crecimiento específico, S Concentración de sustrato, S_{O_2} concentración de oxígeno disuelto, K_s Coeficiente de saturación media para el sustrato, K_{O_2} Coeficiente de saturación media para el oxígeno, X_H Concentración de biomasa y k_d es el coeficiente de decaimiento celular

Mientras que para la rapidez de consumo de sustrato (r_S) y del oxígeno (r_{O_2}) (ecuaciones 2.3 y 2.4)

$$r_S = -\frac{1}{Y}\mu_{max}\frac{S}{K_S + S}\frac{S_{O_2}}{K_{O_2} + S_{O_2}}X_H \quad (2.3.)$$

$$r_{O_2} = -\frac{(1 - Y)}{Y}\mu_{max}\frac{S}{K_S + S}\frac{S_{O_2}}{K_{O_2} + S_{O_2}}X_H \quad (2.4.)$$

Biodegradación de fenol

En el caso particular de esta investigación se trabajó con fenol como contaminante modelo para tener el conocimiento de cómo se lleva a cabo la degradación de este compuesto cuando se trabaja con microorganismos aerobios.

El fenol se puede considerar como contaminante modelo debido a que la investigación sobre la biodegradación de esta molécula es muy extensa, se conocen perfectamente las diferentes rutas de degradación biológica (Barrios-Martinez, et al., 2006; Rodríguez & Torres, 2001), su descomposición abióticamente (Pan, et al., 2009). Las metodologías para determinarlo analíticamente son variadas y confiables (Poznyak, et al., 2006; Santos, et al., 2002; Singh, et al., 2009). Además el fenol es considerado como un contaminante prioritario, debido a su alta toxicidad es considerado cancerígeno, mutagénico y teratogénico (Agency for Toxic Substances and Disease Registry (ATSDR) , 2008) (Environmental Protection Agency (EPA)., 2000), El fenol causa irritación en la piel, y afectan la vida acuática cuando el contenido de fenol en los efluentes es mayor o igual a 1 µg/L (Barrios-Martinez, et al., 2006).

La degradación del fenol a nivel biótico, es principalmente por organismos capaces de utilizar este compuesto como fuente de carbono y energía. Las bacterias pueden llevar a cabo el proceso

de biodegradación del fenol, en especial las Gram positivas, siendo el género de las *Pseudomonas sp.* el más reportado con esta característica (El-Naas, et al., 2009). Otros géneros de bacterias Gram negativas han sido reportados para la degradación del fenol, entre las que se encuentra *Agrobacterium*, *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, éstas poseen gran actividad de monoxigenasas y dioxigenasas que permiten degradar este compuesto. (Schlegel, 1997).

Degradación de fenol por microorganismos vía aerobia

La biodegradación de una molécula de fenol por vía aerobia sigue dos pasos: la activación del anillo y rompimiento del anillo (Barrios-Martinez, et al., 2006; Schlegel, 1997) La activación involucra la incorporación de oxígeno molecular al anillo, esto es, la dihidroxilación del núcleo aromático. Este paso es llevado a cabo por enzimas conocidas como oxigenasas. Las monoxigenasas, características de hongos y otras eucariotas, catalizan la incorporación de un solo átomo de oxígeno para formar un epóxido que puede hidratarse para dar un transdihidrodiol. Las dioxigenasas, características de las bacterias, catalizan la incorporación de dos átomos de oxígeno molecular en un solo paso para formar un dihidrodiol. Los hidrodioles después se oxidan a derivados dihidroxilados, como los catecoles, que son los precursores del rompimiento del anillo.

En la escisión del anillo aromático del fenol, existen dos mecanismos que dependen de la posición de los grupos fenilo. El primer mecanismo, es la escisión orto o ruta del β -cetoadipato, la cual sucede en los carbonos que tienen el grupo OH (intradiol) en la posición 1-2 en el catecol y 3-4, en el ácido protocatéquico. Se producen diferentes reacciones oxigenólicas, tanto para el catecol como para el ácido protocatéquico, hasta obtener un intermediario común llamado γ -

cetodipatoenol- lactona, que se transforma a β -cetoadipato. Finalmente, éste genera como productos succinato y acetil CoA, que entran al ciclo de los ácidos tricarbónicos (Figura 2.1) (Barrios-Martinez, et al., 2006).

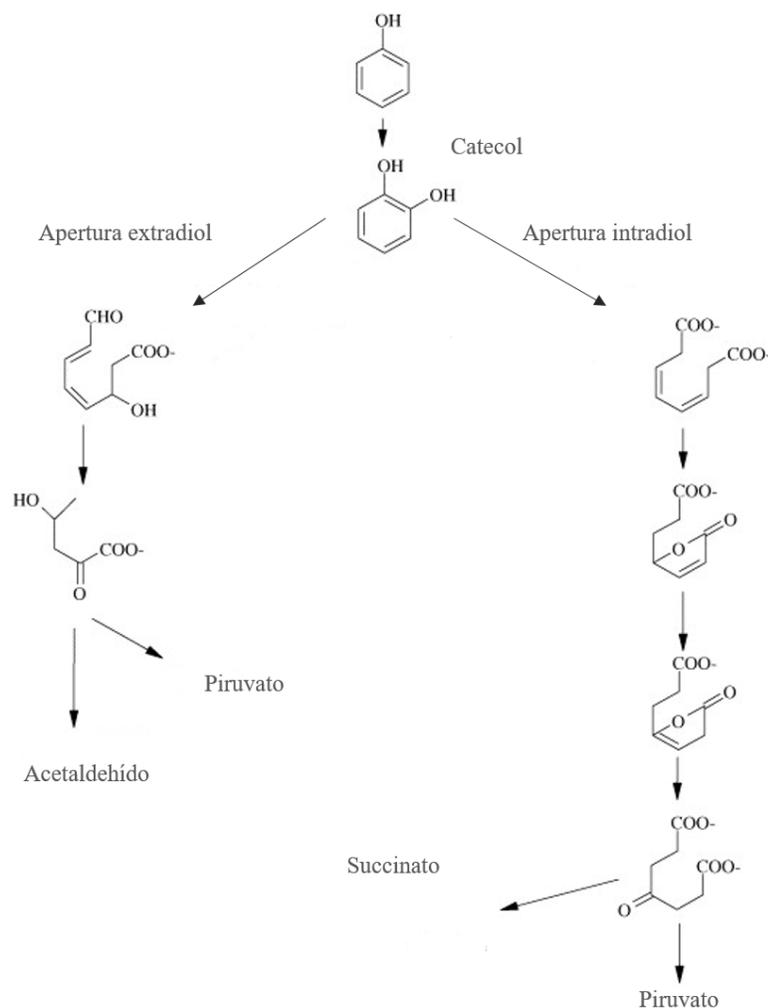


Figura 2.1. Vías metabólicas para la degradación del fenol (Barrios-Martinez, et al., 2006)).

El segundo mecanismo es la escisión meta, dicha ruptura se lleva a cabo en C portador del OH y el carbono adyacente (extradiol) para el catecol, la ruptura se realiza en los carbonos 2-3, mientras que para el ácido en los carbonos 4-5 (Schlegel, 1997)). En esta ruta el catecol y el ácido protocatéquico, se desarrollan de manera independiente y no convergen en ningún intermediario. Los productos de este tipo de escisión meta son el acetaldehído y el piruvato,

donde el último compuesto es un precursor clave en ciclo de los ácidos tricarboxílicos. (Figura 2.1) El intermediario más frecuente en la degradación de fenol es el catecol, el cual sufre reacciones de dihidroxilación generando la apertura del anillo aromático, permitiendo de esta manera que sea degradado por alguno de los dos mecanismos mencionados con anterioridad.

Degradación de fenol por microorganismos vía anaerobia

Es un proceso menos frecuente y mucho más lento que el aerobio (Pishgar, et al., 2011), en donde los hidrocarburos sirven como donadores de electrones bajo distintos mecanismos como: hidroxilación, carboxilación y condensación. Los microorganismos capaces de catalizar estas reacciones requieren aceptores de electrones diferentes al O_2 , los más utilizados son el nitrato, sulfato, el ion férrico y el CO_2 , entre otros (Basha, et al., 2010).

Se han reportado dos posibles rutas de degradación de fenol en condiciones anaerobias, en la primera ruta el fenol se convierte por carboxilación a benzoato después se desaromatiza para formar ciclohexanocarboxilato que se corta adicionalmente para formar heptanoato el cual se degrada para formar valerato y propianato y acetato los cuales se degradan a acetato. Esta vía es apoyada por la presencia de enzimas que realizan carboxilación, reacciones de descarboxilación y deshidroxilación durante degradación anaerobia del fenol, la otra vía de degradación del fenol es la reducción en presencia de nitrato de ciclohexanona a n-caproato, que es posteriormente es sometido a β -oxidación para formar ácidos grasos volátiles (Fang, et al., 2006).

Inhibición de los microorganismos al fenol

Cuando se está haciendo un análisis donde se involucra una reacción bioquímica y un contaminante tóxico como el fenol se debe de tener mucho cuidado que los valores de los coeficientes sean intrínsecos a la reacción y no se encuentren inhibidos por el contaminante. Se

han utilizado una gran variedad de modelos cinéticos de inhibición para describir el crecimiento microbiano cuando se utiliza fenol como contaminante, el modelo de Haldane ha sido el más utilizado en la literatura científica (Agarry, et al., 2008 ; Katoh & Yoshida, 2009). Sin embargo, es difícil utilizar este modelo cuando no se sabe precisamente que es lo que está ocasionando la inhibición en el sistema, este modelo sólo toma en cuenta el contaminante, pero deja de lado cuestiones como el déficit de oxígeno, el pH y la temperatura, que también pueden ocasionar un efecto parecido en la curva de degradación del contaminante. Por lo cual es de vital importancia determinar los coeficientes cinéticos en condiciones controladas para eliminar al máximo los efectos de estas variables en la curva de degradación del contaminante.

Los coeficientes de las ecuaciones cinéticas se determinan en pruebas experimentales en reactores discontinuos ya que éstos son coeficientes intrínsecos del proceso de degradación (Agarry, et al., 2008), se debe de tener una temperatura controlada durante el proceso, un pH ajustado preferentemente cercano a 7, un valor de oxígeno disuelto mayor a 6 mgO₂/L, una agitación constante que permita una mezcla homogénea en el reactor.

Debido a que el tamaño del flóculo es de apenas 150 micras se puede considerar que los efectos de la transferencia de masa entre el líquido y la biopelícula serán despreciables. Existen varias metodologías para determinar los coeficientes la más utilizada es determinar la disminución de sustrato con respecto al tiempo para determinar dichas constantes mediante la linealización de la ecuación de Michaelis-Menten o diagrama de Lineweaver-Burk (Schlegel, 1997; Mandigan, et al., 2004; Voet, et al., 2007). El crecimiento celular de los microorganismos se puede obtener mediante el modelo de Monod (Moser, 1988) (Tchobanoglous & Stensel, 1991).

Una vez evaluado la cinética del proceso biológico es necesario determinar los parámetros físicos que pudieran intervenir en la degradación del contaminante en un sistema de biopelícula.

Evaluación del régimen de flujo

El estudio de la hidrodinámica del reactor es importante ya que las condiciones de flujo en los reactores afectan su desempeño; las causas comunes son cortos circuitos, zonas muertas y recirculación interna por corrientes cinéticas y/o de densidad. (Pérez & Torres, 2008)

El diseño de los sistemas de tratamiento de aguas residuales se ha centrado fundamentalmente en el proceso bioquímico dejando en segundo plano aspectos hidrodinámicos como las características de flujo, régimen de mezcla, tiempos de residencia, geometría, tamaño del reactor, estado de agregación de elementos del fluido etc., los cuales influyen en el desempeño de los procesos que se llevan a cabo durante el tratamiento del agua residual. Por lo tanto, el conocimiento de la hidrodinámica del sistema permite estudiar los fenómenos físicos que se llevan a cabo en el reactor (Pérez & Torres, 2008).

Para evaluar el régimen de flujo dentro del reactor se utiliza comúnmente el método experimental estímulo-respuesta, en la cual se emplea la inyección de un trazador y se determina su concentración a la salida del reactor el cual es ampliamente descrito en (Levenspiel, 2004; Carberry, 2001). La metodología más empleada es la inyección de un pulso de colorante y la determinación de la concentración a la salida del recipiente, se requiere que el colorante no reaccione, no se acumule y no se adsorba sobre la superficie de los diferentes componentes del reactor.

De los datos experimentales que se obtienen de esta inyección por pulso se determina la curva E , físicamente, esta curva muestra la distribución de las edades del fluido (E) que salen del reactor, esta curva es conocida como distribución de tiempos de residencia (DTR). Es conveniente representar la DTR de tal manera que el área bajo la curva sea la unidad como se muestra en la ecuación 2.5 (Levenspiel, 2004).

$$\int_0^{\infty} E(t) dt = 1 = DRT \quad (2.5.)$$

Para encontrar la curva $E(t)$, simplemente se efectúa un proceso de normalización sobre la curva $C(t)$ para ello, se divide cada valor experimental de C entre el área total bajo la curva de $C(t)$ así la curva se obtiene mediante la ecuación 2.6.

$$E(t) = \frac{C(t)}{Q} \quad (2.6.)$$

Donde Q se obtiene mediante la ecuación 2.7.

$$Q = \int_0^{\infty} C(t) dt \quad (2.7.)$$

Como no se tienen datos continuos se realiza una aproximación discreta, con lo cual la curva E se calcula como lo muestra la ecuación 2.8.

$$E = \frac{C_i}{\sum_{i=1}^{n-1} \frac{(C_i + C_{i+1})\Delta t_i}{2}} \quad (2.8.)$$

Dimensionalmente las unidades de $E(t)$ son $[T^{-1}]$. Las curvas E y C se encuentran relacionadas, dado que la DTR, para cualquier porción de fluido que entra es la misma que sale esto es debido a que el flujo de líquido es constante.

La DTR integra todos los tiempos de retención de las partículas individuales. Esta función de densidad de distribución no proporciona ninguna información explícita sobre la estructura interna

del flujo a su paso por el sistema, por lo que se puede pensar, que regímenes o sistemas de flujo completamente diferentes pueden tener el mismo tipo de espectro o función de distribución del tiempo de residencia. (Giacoman-Vallejos, et al., 2003).

Las curvas de los DTR pueden ser analizadas a través de diversos modelos matemáticos. Los modelos ideales son el de reactor de flujo pistón y el de reactor totalmente mezclado. Para flujos que tienen pequeñas desviaciones con respecto al flujo pistón se ha utilizado principalmente el modelo de dispersión para dispersiones más considerables se ha utilizado el modelo de reactores en serie (Levenspiel, 2004).

Para la modelación del RBPFNT a estudiar en este trabajo es importante, como una primera etapa, determinar desde el punto de vista hidrodinámico, cuál es el tipo de reactor que se va a modelar, por lo que es necesario realizar una evaluación de la distribución de tiempos de residencia. Para reactores de burbujeo y reactores de biopelícula aireada pequeños (<10L), se espera obtener un modelo de un reactor totalmente mezclado (Chen, et al., 2009; Eberl, et al., 2006) o por lo menos una aproximación a este tipo de flujo. Esto es principalmente por la agitación neumática de las burbujas de aire que ascienden a través del reactor que generan un mezclado inmediato. El régimen de flujo puede cambiar conforme se aumenta el tamaño del reactor o cambia la configuración del reactor. Tizghadam, et al. en el 2008 mostró en sus investigaciones que ocurría un cambio de régimen desde el flujo totalmente mezclado hasta el flujo pistón en un reactor dividido en celdas y esto favorecía el desempeño del reactor.

Tiempo de mezcla

Otro punto importante a analizar en la parte hidrodinámica del reactor es el mezclado, proporcionado por la agitación neumática de las burbujas de aire que ascienden por el líquido, la dispersión de estas burbujas tiene un efecto directo en varios fenómenos físicos como la transferencia de masa del gas al líquido así también del líquido a la biopelícula.

Una forma de determinar la intensidad de agitación dentro de un reactor es mediante el tiempo de mezcla (t_{θ}) (ecuación 2.9), éste se define como el tiempo requerido para alcanzar un 90% de homogeneidad luego de la inyección de un pulso de trazador.

$$t_{\theta} = \frac{C_m - C_{\infty}}{C_{\infty}} \quad (2.9.)$$

Donde C_m es la máxima concentración del trazador y C_{∞} es la concentración del trazador cuando la mezcla ha alcanzado la homogeneidad, el tiempo de mezcla es la desviación de la hidrodinámica del reactor hacia la mezcla completa y permite determinar el grado de agitación dentro del reactor.

El tiempo de mezcla ha sido escasamente estudiada en los reactores biológicos de biopelícula aerobia de burbujeo debido a que los efectos de corte del flujo de aire desprende la biopelícula de los soportes lisos, sin embargo se sabe de los reactores químicos (Carberry, 2001) que la agitación en el sistema tiene un efecto positivo en los coeficientes de transferencia de masa y por ende en la velocidad de reacción por lo cual es de suma importancia el estudio de la mezcla en los reactores biológicos de biopelícula. En el reactor de fibras propuesto, la única fuente de energía para la agitación es la neumática proporcionada por la expansión isotérmica del aire.

Proceso de transporte en una biopelícula

Los procesos de transporte que regularmente son considerados en los modelos de biopelícula son convección, difusión molecular, y la dispersión turbulenta. La expresión general Ecuación 2.10), para modelar el flujo de masa específica de un componente en la dirección z (generalmente se usa para denotar la dirección espacial perpendicular al sustrato) es:

$$j_z = u_z C - D \frac{\partial C}{\partial z} - D_T \frac{\partial C}{\partial z} \quad (2.10.)$$

Donde

j_z es el flujo de masa del componente ($ML^{-2}T^{-1}$); u_z es la velocidad convectiva (LT^{-1}) en la dirección z , D y D_T son los coeficientes de difusión molecular y la dispersión turbulenta (L^2T^{-1}), respectivamente. El proceso de transporte dominante para los componentes disueltos en el interior de la biopelícula por lo general es la difusión molecular (Stewart, 2003, Eberl, et al., 2006).

Fuera de la biopelícula, la convección y la dispersión turbulenta es el proceso dominante. La convección es fácil de describir como el producto de la velocidad del fluido y la concentración del componente. En algunas situaciones, la mezcla en el seno del líquido es tan fuerte que los gradientes espaciales de la concentración de componentes pueden ser despreciados. Entonces, el transporte dentro del seno del líquido no tiene que ser explícitamente modelado.

Transporte por difusión en biopelícula

Dentro de la biopelícula existen altas densidades de células y polímeros extracelulares que frenan el flujo del agua por lo cual el transporte convectivo se ve disminuido y la difusión es el proceso de transporte predominante dentro de los agregados celulares de la biopelícula (Stewart, 2003). La limitación por la difusión surge en los sistemas de biopelícula principalmente debido a que el flujo del fluido se reduce considerablemente en la biopelícula y a que la distancia de difusión se incrementa dependiendo el grosor de ésta. Comparado con microorganismos suspendidos las biopelículas pueden representar fácilmente un aumento en la distancia de difusión de 2 órdenes de magnitud, en comparación con una sola célula. En otras palabras, una biopelícula de 10

células de espesor exhibirá un tiempo de difusión 100 veces mayor que la de una célula en solitario.

Las biopelículas como se mencionó anteriormente están compuestas principalmente de agua, un punto apropiado para empezar a estimar el coeficiente de difusión de la biopelícula es determinar el valor del coeficiente de difusión en agua pura (D_{aq}), este coeficiente depende de dos factores la temperatura y la viscosidad de la solución donde se esté difundiendo. Los valores de estos coeficientes se encuentran reportados regularmente en la literatura, o pueden ser calculados por correlaciones como se describe en (Stewart, 2003). Debido a la presencia de células microbianas y polímeros extracelulares el valor de los coeficientes de difusión en las biopelículas deberán ser menores comparados con los coeficientes en agua, esta reducción es descrita por la relación D_{film}/D_{aq} .

En la literatura científica se ha mencionado que existen canales en las biopelículas que por donde pueden transportarse por convección los nutrientes y contaminantes. Es natural preguntarse si tales conductos podrían mejorar o incluso eliminar la limitación del transporte difusivo como lo aseveran algunos investigadores. Los canales en la biopelícula pueden mejorar el transporte de solutos en el revestimiento del canal, pero no asegura el acceso al interior de los grupos de células. La mejor demostración de este hecho es la medición experimental directa de la penetración de oxígeno en una biopelícula (Feng, et al., 2012). Esto significa que los canales de agua pueden exponer las superficies de conglomerados o canales, pero no permitir el libre acceso de los sustratos en el interior de grupos de células (Stewart, 2003).

Procesos de transferencia en una biopelícula

Los procesos de transferencia de masa intercambian diferentes componentes entre dos fases ya sea gas-líquido o líquido-sólido, cerca de la superficie de la biopelícula, los gradientes espaciales de la concentración rara vez se pueden despreciar y pueden ser calculados por la ecuación de

continuidad, pero por lo general son modelados con ecuaciones empíricas de transferencia de masa para la interface seno del líquido-biopelícula (Eberl, et al., 2006; Froment & Bischoff, 1979).

La transferencia de masa entre el seno del líquido y la biopelícula es un proceso muy importante, porque el sustrato en la mayoría de los sistemas de biopelícula se encuentra en el seno del líquido y es necesario transportarlo hacia la biopelícula. En general, el transporte es impulsado por un gradiente de concentración a través de la capa límite de transferencia de masa (CLTM) (a veces llamada la capa límite de concentración, CLC). El flujo de masa de un componente en la CLTM es proporcional a la diferencia entre la concentración de componentes en el seno del líquido, C_B , y en la superficie de la biopelícula, C_{LF} (ML^{-3}), con la constante de proporcionalidad coeficiente de transferencia de masa k_c (LT^{-1}), el flujo de masa j_n ($ML^{-2}T^{-1}$) perpendicular a la superficie de la biopelícula es:

$$j_n = k_c(C_B - C_{LF}) \quad (2.11.)$$

Este modelo se le conoce como capa límite. Éste fue desarrollado por Nerst (ecuación 2.11) y representa la transferencia de masa a través de la CLTM, modelando la difusión molecular a través de una capa efectiva de espesor L_L , entonces, el coeficiente de transferencia es $k_c = D/L_L$. Para velocidades de flujo laminar o de baja turbulencia, el valor de L_L es grande (de alta resistencia de transferencia de masa), k_c es pequeña; para el flujo rápido o alta turbulencia, L_L es pequeña (de baja resistencia), y k_c es grande. Si la resistencia de la transferencia de masa en la capa límite es extremadamente baja, la capa límite puede despreciarse, y $C_B \approx C_{LF}$.

El coeficiente de transferencia de masa se puede determinar mediante correlaciones empíricas que involucran números adimensionales como número de Reynolds (Re) y el número de Smith (Sc).

Para determinar el coeficiente de transferencia de masa externo en la biopelícula es necesario determinar la velocidad de ascenso de las burbujas (V_s) en el líquido, de ahí calcular el número de Reynolds y el número de Smith (Treybal, 1980; Holland & Bragg, 2002) y utilizar las siguientes ecuaciones empíricas (2.12, 2.13, 2.14). Las tres ecuaciones modelan el flujo a través de una capa límite de transferencia de masa en la superficie de una placa plana y están diseñadas para números de Smith menores a 2500 y se emplean en régimen turbulento.

$$k_c = \frac{1.66V_s}{Re^{1/2}Sc^{2/3}} \quad (2.12.)$$

$$k_c = \frac{0.332V_s}{Re^{1/2}Sc^{1/3}} \quad (2.13.)$$

$$k_c = 0.0889V_s Sc^{-0.704} \quad (2.14.)$$

Otra forma de estimar el coeficiente de transferencia de masa interno en la biopelícula es con el programa Aquasim (Reichert, 1995; Reichert, 1998(a); Reichert, 1998(b)), la ventaja de calcularlo de esta forma es que el programa toma en cuenta los procesos de transporte y reacción dentro de la biopelícula y los procesos de transporte en el seno del líquido así como la capa de transferencia entre el seno del líquido y la biopelícula, con este modelo matemático se determina las concentraciones a lo largo de la biopelícula así como también se determina la variación de las tasas de reacción en la misma.

Transferencia de oxígeno

Otro fenómeno que ocurre en los sistemas biológicos de biopelícula es la transferencia del oxígeno desde el gas hacia el seno del líquido y después hacia la biopelícula. Comúnmente el

oxígeno se introduce en el líquido que está en contacto con la biopelícula por inyección de aire, las moléculas de oxígeno deben superar una serie de resistencias antes de que pueda ser utilizado por la células, dentro de estas resistencias se pueden mencionar las tres principales, la primera cuando el oxígeno se transfiere hacia el seno del líquido, la segunda resistencia se presenta cuando el oxígeno disuelto en el líquido se transfiere hacia la biopelícula y por último la resistencia de difusión-reacción en la biopelícula. (Ramalho, 2003; Garcia-Ochoa & Gomez, 2009)

El concepto de capa límite también se puede aplicar en la transferencia del oxígeno entre el seno del líquido y las burbujas de aire en el tanque como lo describe la ecuación 2.15.

$$CO = \frac{dC}{dt} = k_L a (C_s - C) \quad (2.15.)$$

En la que CO significa capacidad de oxigenación. El término dC/dt representa los kg de oxígeno que se transfieren por hora por m^2 . La diferencia $(C_s - C)$ entre el valor de saturación de oxígeno disuelto en la interface de la película de líquido y la concentración real del oxígeno en el seno del líquido se define como el déficit de oxígeno y representa la fuerza que rige la transferencia de oxígeno.

Dado que en la biopelícula se encuentra una cantidad considerable de microorganismos que consumen oxígeno es necesario estimar el coeficiente de transferencia de oxígeno con la ecuación 2.16 en la cual se considera la respiración de los microorganismos.

$$CO = \frac{dC}{dt} = K_L a (C_s - C) - VUO \quad (2.16.)$$

Existen varias metodologías para determinar el $K_L a$, la más utilizada es el método dinámico de aireación-re aireación (Garcia-Ochoa & Gomez, 2009).

Conocer el consumo real de oxígeno de los microorganismos, permite determinar los requerimientos energéticos del proceso de aireación. Determinar la rapidez a la que las células consumen oxígeno en los biorreactores ayudará a determinar la rapidez a la que se requiere transferir el oxígeno. Muchos factores influyen en la demanda de oxígeno, siendo los más importantes la cantidad de células en el soporte, la temperatura, la fase de crecimiento del cultivo y la naturaleza de la fuente de carbono en el medio.

Desprendimiento de la biomasa en los sistemas de biopelícula

El desprendimiento puede ser clasificado en cuatro categorías, la primera se denomina erosión y ocurre cuando pequeñas partículas son desprendidas de la superficie de la biopelícula, éste es ocasionado cuando los efectos de corte actúan sobre la biopelícula. La segunda es el desprendimiento que se lleva a cabo cuando se desprenden desde el soporte grandes cantidades de biopelícula, este tipo de desprendimiento se puede relacionar cuando hay una biopelícula suficientemente gruesa y los nutrientes y el oxígeno no pueden transportarse hasta la base, los microorganismos consumen las sustancias que adhieren la biopelícula al soporte y ésta se desprende. El siguiente mecanismo es la abrasión, el desprendimiento ocurre por la colisión de partículas suspendidas en reactores de lecho móvil o fluidizado el último mecanismo es la depredación que es cuando microorganismos como protozoarios consumen parte de la biopelícula y la desprenden (Choi & Morgenroth, 2003).

Dadas las definiciones anteriores el proceso dominante durante el desprendimiento de las células debido a los esfuerzos cortantes del flujo de líquido y aire es la erosión, este mecanismo ocurre instantáneamente, deja un incremento considerable de SST en el líquido., se ha observado que la rapidez de desprendimiento se incrementa después de un aumento en la velocidad de corte,

(Liu & Tay, 2002). En estudios científicos hay posturas divididas con respecto a la erosión de las biopelícula, por un lado, se podría pensar que una pérdida de células del soporte podría disminuir la cantidad de microorganismos para llevar a cabo la biodegradación de los contaminantes. Sin embargo cuando hay un mayor esfuerzo cortante se forman biopelículas delgadas que tienen una mayor densidad de microorganismos ya que se encuentran penetradas completamente por los contaminantes y nutrientes esto sucede cuando las cargas orgánicas superficiales no son tan elevadas (8 kg COD/[m³.d]) como lo demuestran los resultados que muestra Tavares en 1995, Por el otro lado algunos autores mencionan que los efectos de corte tienen un resultado negativo en la actividad de los microorganismos; Arrojo, et al. (2008) mencionan que cuando se aumentó el flujo de aire en un sistema Anammox se vio una pérdida importante de la actividad de las células que componían la biopelícula la cual no se restableció.

La fuerza de corte promedio (ecuación 2.19) depende exclusivamente de la velocidad superficial del gas (U_g) y de las propiedades reológicas del fluido. En las columnas de burbujeo, la potencia por unidad de volumen (P/V) de líquido está relacionada con la velocidad superficial del gas (U_g), la densidad del fluido (ρ) y la aceleración de la gravedad (g) de la siguiente manera:

$$\frac{P}{V} = g\rho U_g \quad (2.17.)$$

Del modelo que describe el esfuerzo de corte promedio en un tanque totalmente mezclado (ecuación 2.17) donde el índice de consistencia (K) y el índice de flujo (n)

$$\tau = \left(\frac{1}{K} \frac{P}{V} \right)^{\frac{1}{n+1}} \quad (2.18.)$$

Substituyendo la ecuación 2.17 en la 2.18 se llega a la siguiente expresión

$$\gamma = \left(\frac{1}{K} g \rho U_g \right)^{\frac{1}{n+1}} \quad (2.19.)$$

La ecuación 2.19 indica la fuerza de corte promedio en una columna de burbujeo; esta ecuación fue obtenida por Sánchez-Pérez en el 2006 para flujo turbulento y fluidos newtonianos sus valores son $K = \mu$ y $n = 1$.

Esta expresión determina el esfuerzo cortante en la biopelícula a diferentes flujos de aire, conocer cómo afecta esta variable el proceso de desprendimiento de biopelícula ayudó a evaluar si el soporte que se está proponiendo en este estudio sirve como protección a las células a altas velocidades de flujo de aire mayores a 0.12m/s.

CAPITULO 3

METODOLOGÍA

La metodología general del trabajo se dividió en 5 etapas principales, como se muestra en la Figura 3.1.

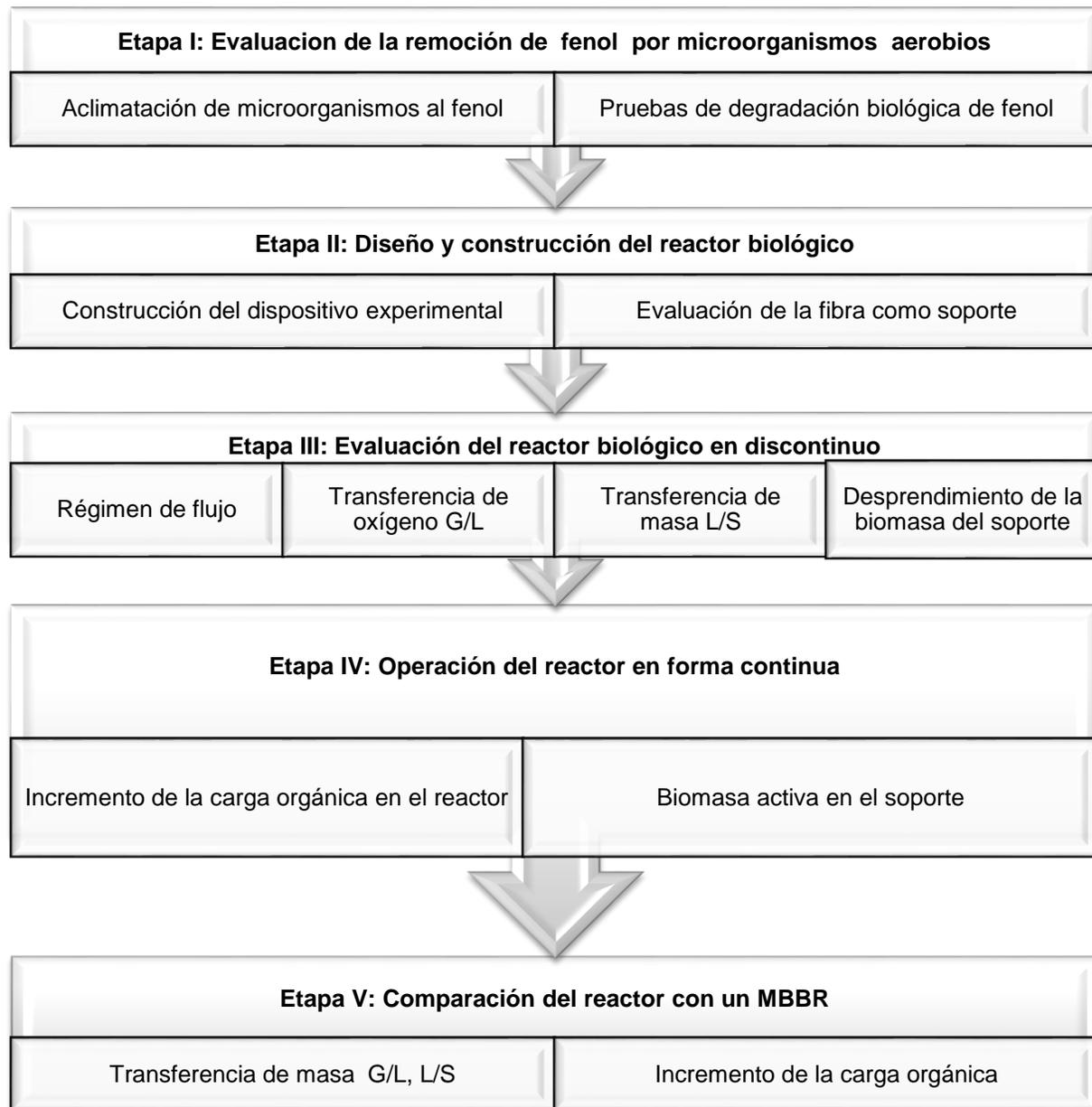


Figura 3.1. Diagrama de la metodología experimental

La primera etapa consistió en dos fases experimentales: las pruebas de aclimatación de microorganismos al fenol y pruebas de degradación biológica de fenol en un sistema discontinuo. Esta parte sirvió para obtener un consorcio microbiano adaptado para degradar fenol y para determinar las constantes cinéticas intrínsecas al proceso de degradación. En la segunda etapa se realizó la construcción del RBPFNT de 10 L con soportes no tejidos fijos en forma de platos. En la tercera etapa se realizó la evaluación del RBPFNT de platos mediante el estudio de la hidrodinámica, la transferencia de masa del oxígeno del aire al líquido y la evaluación de la transferencia de los contaminantes del líquido a la biopelícula. En este mismo experimento se evaluó el desprendimiento de la biomasa debido a los esfuerzos de corte del flujo de aire, en la cuarta etapa se operaron de forma continua los reactores a diferentes cargas orgánicas superficiales (13 a 100 g fenol/[m² d]) en esta etapa se determinaron parámetros de la biopelícula como el desprendimiento y la biomasa activa en el soporte. Por último, se realizó la comparación entre el RBPFNT y un reactor de lecho móvil MBBR por sus siglas en inglés (Moving bed biological reactor).

ETAPA I

Evaluación de la remoción de fenol por microorganismos aerobios

a) Proceso de aclimatación de microorganismos.

La primera etapa se utilizó una muestra de licor mezclado colectada en el reactor biológico de biomasa en suspensión de la planta de tratamiento de aguas residuales de Ciudad Universitaria (PTARCU). Se realizaron pruebas de sólidos suspendidos totales (SST) y sólidos suspendidos volátiles (SSV) (APHA et al., 1988). La aclimatación de los microorganismos al fenol se llevó a cabo en un recipiente de 20 L agitado mecánicamente. La adición del contaminante fue gradual para evitar una inhibición de los microorganismos. Las concentraciones de sustratos utilizados durante la aclimatación de los microorganismos se presentan en la Tabla 3.1

Tabla 3.1. Concentraciones de glucosa y fenol en el reactor durante la aclimatación de los microorganismos.

Sustrato (mg/L)	t (días)														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Glucosa	281	261	241	221	201	120	181	161	141	100	80	60	40	20	0
Fenol	0	9	18	27	36	72	45	54	63	81	90	99	108	117	126

El agua sintética alimentada al recipiente fue preparada de distintas maneras iniciando con una concentración de fenol de 0 mg/L y 281 mg/L de glucosa, hasta llegar a 126 mg/L de fenol y nada de glucosa durante un periodo de 15 días; lo anterior se realizó con el propósito de que los microorganismos se adaptaran al fenol como única fuente de carbono y de energía (Mamma, et al., 2004; El-Naas, et al., 2009). Las soluciones nutritivas que se utilizaron para el crecimiento de los microorganismos fueron una solución amortiguadora de fosfatos (pH 7.4), cloruro de amonio (NH_4Cl), cloruro de calcio (CaCl_2), sulfato de magnesio ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) y cloruro férrico ($\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$), de acuerdo a la metodología descrita en Mamma et al. (2004). De forma paralela a esta etapa, se montaron las técnicas analíticas de cuantificación de fenol y subproductos (NMX-AA-050-SCFI-2001, Mkandawire, 2009; Singh et al., 2009; Santos et al., 2008 y Poznyak, 2006), DQO, COD (APHA et al.1988), pH (Medidor de pH Orión 210^a y electrodo de pH) y turbiedad (HANNA Instruments HI 98703). Durante la aclimatación se midieron la concentración de fenol, la demanda química de oxígeno (DQO) y el carbón orgánico disuelto (COD), en un periodo de 22 días.

b) Evaluación de parámetros cinéticos

Se realizaron tres perfiles de degradación a diferentes concentraciones, 100, 250 y 500 mg/L de fenol para determinar el coeficiente de rendimiento (Y) y evaluar así si el proceso presentaba alguna inhibición de los microorganismos por este sustrato.

Posteriormente, se realizaron perfiles de degradación de fenol en el RBPFNT por lotes, para asegurarse de que no hubiera limitaciones por la transferencia de masa. El reactor se mantuvo agitado a 300 rev /min, el oxígeno disuelto en el reactor se mantuvo en niveles de 6.5 mg/L y el pH en 7.4. Se midió la disminución del fenol a lo largo del tiempo, la producción de SST y de SSV. Con los resultados obtenidos de estos experimentos se determinaron los parámetros cinéticos Y_s , K_s y μ_{max} . (Moser, 1988); Finalmente se obtuvieron los coeficientes intrínsecos de la reacción mediante la modelación de los resultados experimentales con el programa Aquasim.

ETAPA II

Diseño y construcción del RBPFNT a escala laboratorio.

a) Construcción del reactor biológico

En la segunda etapa se realizó la construcción del reactor por platos, el cual era de un tubo de acrílico de 65 cm de alto y un diámetro interno de 14.5 cm con un volumen útil de 8.7 L. En el interior del reactor se encontraban 8 bastidores de PVC, los cuales sostenían 8 platos de fibra de poliéster que estaban sujetos con 4 tornillos de nylon, la separación entre cada plato fue de 5 cm, el área útil para formar la biopelícula en cada plato fue del 70 % ya que el 30 % restante se utilizó para direccionar el flujo de aire dentro del RBPFNT obtenido un efecto de zig zag para los flujos de aire y agua dentro del reactor. La Figura 3.2 muestra un esquema general del diseño del reactor biológico.

El sistema se equipó con una bomba peristáltica Ismatec Ecoline modelo C.P. 78022-40 para suministrar un flujo constante, la aireación del sistema se llevó a cabo por el fondo del sistema con la ayuda de una línea de aire libre de aceite y un difusor de piedra porosa. El flujo de aire fue regulado con un flujómetro marca Gilmont serie 34878-34930-con un intervalo de flujo de 0.084 a 25.41 L/min.

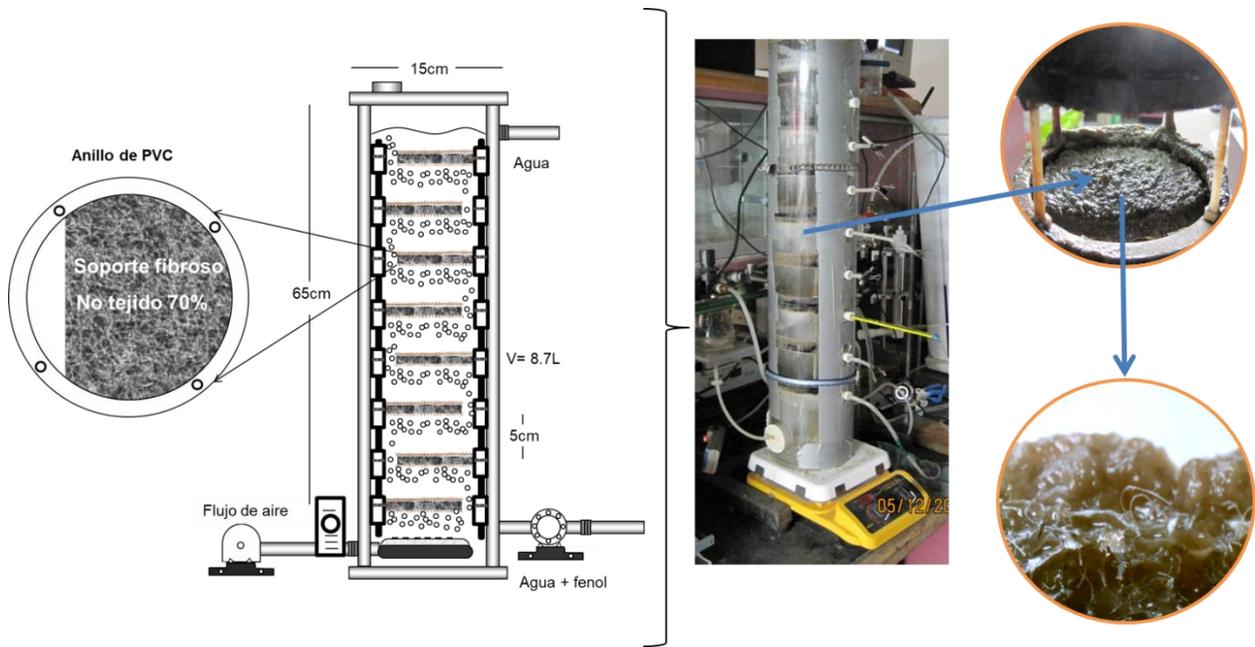


Figura 3.2. Esquema del general del diseño del reactor por platos.

Caracterización, selección y evaluación del soporte

Para la caracterización del empaque se determinaron parámetros físicos del soporte como área superficial, porosidad y densidad aparente del material. También se realizó una prueba de Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) con las siguientes características Barrido, JEOL JSM-5900-LV, resolución: 3.0 nm (SEI) HV, 5.0 nm (BEI) LV, voltaje de aceleración, 0.3 a 3 kV (pasos de 100V), 3 a 30kV (pasos de 1kV), amplificación, 18X-300,000X cañón, Termoiónico W, microanálisis (EDS), Oxford ISIS, Bajo vacío: 10 a 270 Pa.) ubicado en la Unidad de Servicios de Apoyo a la Investigación y a la Industria (USAI) de la Facultad de Química de la UNAM en el edificio H Mario Molina, con la finalidad de observar la estructura del soporte y los filamentos que lo componen (Nasser, 2002).

En paralelo a esta fase experimental se determinó la acumulación de los microorganismos en tres soportes de diferentes porosidades: un soporte de polietileno de baja densidad, material plástico no tejido (fibras) y una placa sólida de poliéster, se operaron tres reactores a una carga orgánica

de 25 (g de fenol/m² d) durante 25 días y se determinarán los ST, SV de la biomasa contenida en los soportes.

ETAPA III

Evaluación del RBPFT.

a) Evaluación de régimen de flujo

El régimen de flujo en el reactor se determinó mediante una inyección por pulso de azul de metileno, utilizando espectrofotometría a 665 nm. La concentración inicial del colorante azul de metileno fue de 10 mg/L, se inyectaron 10 mL en el fondo del reactor y se determinó la concentración del colorante cada minuto hasta que el colorante salió por completo del reactor biológico. La concentración del colorante se determinó mediante un espectrofotómetro Varian Cary® 50 UV-Vis. Con los resultados obtenidos se determinó la distribución de los tiempos de residencia (DTR) en los reactores biológicos de acuerdo a la metodología descrita por Levenspiel (2004). Posteriormente con estos datos experimentales se construyó la curva E y se determinó el tipo de flujo. Se comparó contra un modelo de tanque totalmente mezclado y con el modelo matemático de dispersión (Levenspiel, 2004; Ramalho, 2003). También se determinó el tiempo de mezcla (θ) en el reactor a diferentes flujos de aire. Con estos experimentos se determinó la agitación en el sistema, así como el régimen de flujo.

b) Evaluación de transferencia de oxígeno

Para evaluar la transferencia de oxígeno en el reactor se utilizó la metodología de agotamiento descrita por Garcia-Ochoa & Gomez (2009). Durante las pruebas, se detuvo el sistema de aireación y se puso en funcionamiento un agitador a 300 rpm al tiempo que se agregó una solución al 10% de tiosulfato de sodio catalizado por cobalto para disminuir el oxígeno disuelto en el reactor. Una vez que disminuyó la concentración de oxígeno disuelto (OD) en el reactor se

encendió el sistema de aireación, se determinó el OD con un electrodo de oxígeno disuelto marca HANNA Instruments modelo HI9143 cada 30 s. Se calculó el $K_L a$ resolviendo y linealizando la ecuación resultante de la teoría de la doble película, la determinación del coeficiente se realizó a diferentes flujos de aire (4.39, 5.86, 7.39 L/min).

Una vez aclimatados los microorganismos al fenol, se inoculó el soporte con 8.5 litros de licor mezclado con una concentración de SST y SSV de 1,965 y de 1,742 mg/L, respectivamente durante un periodo de 24 horas, al finalizar este tiempo el reactor se vació y se operó de forma continua con una carga orgánica de 15 g fenol/m² día hasta la formación visible de la biopelícula en el soporte. Una vez formada ésta (3 semanas de operación) se determinó el coeficiente de transferencia de oxígeno mediante la metodología estímulo respuesta (Ramalho, 2003, Garcia-Ochoa & Gomez, 2009;). Para lo anterior, se detuvo el flujo de aire en el reactor y se indujo agitación mecánica dentro del reactor con una parrilla de agitación magnética a una velocidad de 350 rpm y se cuantificó el oxígeno disuelto hasta que éste disminuía por debajo de 2.5 mg/L, en ese momento se detenía el sistema de agitación, se encendía el sistema de aireación y posteriormente se cuantificaba el oxígeno disuelto cada 3 segundos. Se determinaron los coeficientes de transferencia $K_L a$ y la velocidad de utilización de oxígeno (VUO) y la constante de respiración celular (k_d).

c) Evaluación de los coeficientes de difusión y transferencia en la biopelícula

El coeficiente de difusión de la biopelícula D_{film} a un flujo de aire de 19.52 L/min fue modelado en el Aquasim considerando que la capa de transferencia tenía un espesor mínimo de 0.1 μ m.

Mientras que el coeficiente de transferencia de masa externo entre la biopelícula y el seno del líquido fue cuantificado después de 4 semanas de tener en funcionamiento el reactor de forma discontinúa, para determinar el efecto del flujo de aire en el coeficiente externo de transferencia

de masa a 5 diferentes flujos de aire (8.62, 11.20, 13.89, 16.66, 19.52 y 22.44 L/min) y a 3 diferentes concentraciones de fenol (100, 300, 800 mg/L). Se determinó la rapidez de degradación del fenol a los diferentes flujos de aire con esta información y con los datos cinéticos e hidráulicos se simuló los resultados en el programa Aquasim; se determinó el coeficiente de transferencia de masa externo. La ventaja de calcularlo de esta forma es que el programa toma en cuenta los procesos de transporte y reacción dentro de la biopelícula y los procesos de transporte en el seno del líquido, así como la capa de transferencia entre el seno del líquido y la biopelícula. En este punto también se determinó, la rapidez de reacción. Con el modelo obtenido se realizó la simulación de la operación de los reactores para obtener velocidades de reacción a diferentes flujos de aire y determinar los coeficientes de transferencia de masa (Eberl, et al., 2006)

d) Evaluación del desprendimiento de la biopelícula y acumulación de biomasa en el soporte

Se determinó el desprendimiento de la biopelícula a diferentes flujos de aire (13.89, 16.66, 19.52 L/min). Con la medición de SST que se desprendían de la fibra por medio de la técnica de densidad óptica (APHA, WWA and WEF, 1998).

Para determinar la cantidad de biopelícula en los soportes se determinaron los SV colocando muestras del soporte colonizado en un baño ultrasónico por media hora con 10 mL de una solución de NaOH al 0.1% para asegurarse que toda la biomasa se desprendiera y aplicando la metodología APHA para sólidos volátiles.

ETAPA IV

Operación del reactor en forma continua

a) Incremento de la carga orgánica en el reactor

En la quinta etapa se llevó a cabo la operación en continuo del reactor durante 6 meses se probaron cuatro valores de cargas superficiales, 13.54, 24.37, 43.54 y 100 g fenol/[m² d], cada 21 días se aumentaba la carga orgánica, el flujo de aire administrado fue de 16.66 L/min Los parámetros que se midieron fueron: fenoles totales, oxígeno disuelto, SST y SSV en la salida del reactor. Este experimento se realizó para llevar a condiciones límite el reactor y determinar cuál era la máxima carga orgánica que el reactor podía tratar.

b) Biomasa activa en el soporte

En esta etapa se determinó la cantidad de microorganismos viables que estaban adheridos a la fibra, se realizaron pruebas de actividad global a los microorganismos que estaban adheridos a la fibra por medio de la técnica analítica de la actividad a la catalasa (Guwy, et al., 1999).

ETAPA V

Comparación del reactor por platos con el MBBR

Por último, se realizó una comparación con un MBBR, este reactor tenía las mismas características y dimensiones del reactor de platos la única diferencia era que las fibras no se encontraban fijas dentro del reactor, se tuvo cuidado de tener la misma área superficial de las fibras en ambos reactores, los soportes no tejidos fueron cortados a 0.5 cm x 1cm. Se realizaron las pruebas para determinar los coeficientes de transferencia de oxígeno, los coeficientes de transferencia externa y se operó el reactor a las mismas cargas orgánicas que el reactor por platos.

CAPITULO 4

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo se presentan y discuten los resultados obtenidos de las diferentes etapas experimentales, así también se realizó una comparación entre el reactor de platos de fibras no tejidas y el MBBR y las tecnologías convencionales reportadas en la literatura.

Aclimatación de microorganismos al contaminante

Una muestra de licor mezclado se colectó de la PTARCU para aclimatarla al fenol, se realizó una caracterización en cuanto a SST y SSV teniendo como resultado 2, 677 mg/L y de 2, 563 mg/L SST y SSV respectivamente. Este inóculo fue dispuesto en un recipiente de vidrio de 20 L el cual contó con 3 aireadores colocados en el fondo del recipiente con los cuales se proporcionó una aireación constante de 19 L/min este sistema también contó con un agitador que operó a 190 rpm los lodos fueron alimentados en un principio con 100 mg/L glucosa grado reactivo. La Figura 4.1 muestra una fotografía del dispositivo experimental.



Figura 4.1. Recipiente de 20 L agitado para la aclimatación de los microorganismos

El experimento de aclimatación se mantuvo durante un periodo de 180 días, los resultados de esta fase se muestran en la Figura 4.2.

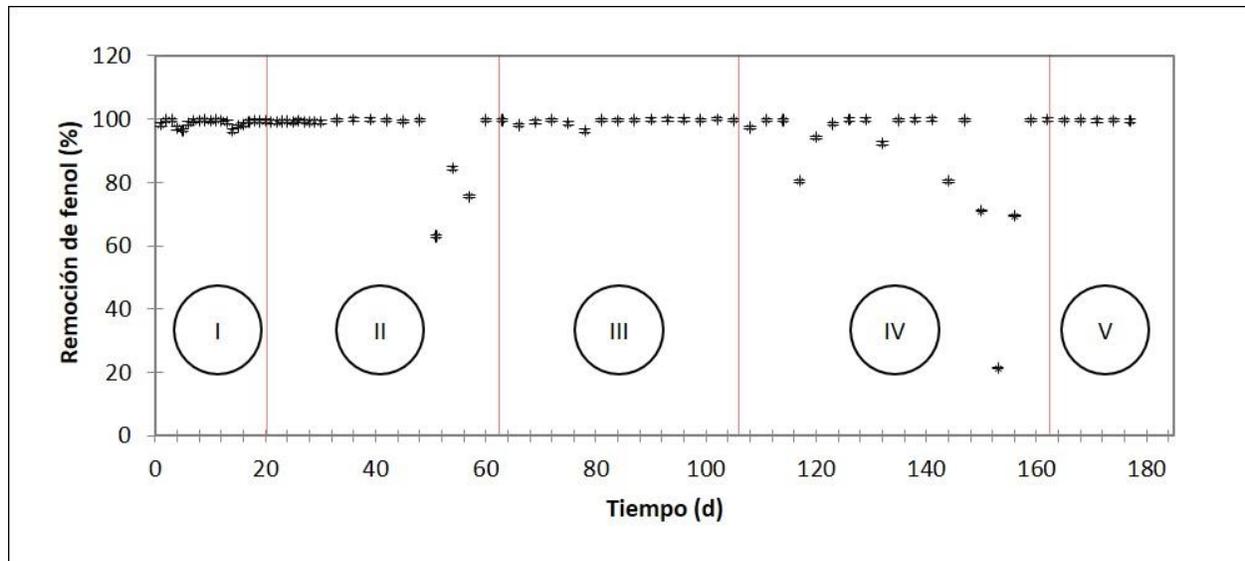


Figura 4.2. Tendencia durante la etapa de aclimatación de los microorganismos al fenol.

En la etapa I se realizó la adición del contaminante de una manera gradual aumentando la concentración de fenol de 0 hasta 126 mg/L, las remociones muestran un comportamiento estable con remociones superiores al 96%, no se observó una disminución considerable en la remoción del contaminante por lo que se consideró que no había una inhibición de los microorganismos por el contaminante. Durante esta etapa se obtuvieron remociones superiores al 98% de fenol.

En la segunda etapa se mantuvo constante la alimentación del fenol a 126 mg/L, se observó un comportamiento estable del reactor. La disminución en la remoción del fenol en el experimento durante la etapa II y IV se debió a una falla en el suministro de aire al reactor, el oxígeno disuelto disminuyó hasta valores cercanos a 1.5 mg/L, este problema provocó que las remociones de fenol disminuyeran hasta valores de 62 y 21% respectivamente. Una vez restablecido el suministro de aire y que los valores de oxígeno disuelto regresaron a valores de 6 mg/L se observó que la degradación de fenol por microorganismos fue completa. Otra variable que se midió durante el experimento fue el pH, los valores obtenidos siempre estuvieron cercanos a 7.4.

Para comprobar que el fenol no es arrastrado por el flujo de aire que se alimentó al reactor, se realizaron pruebas de desorción de fenol por el aire, éstas mostraron que durante la aclimatación sólo el 1% del fenol total alimentado se pierde por la aireación (stripping), estudios realizados por Pan, et al en el 2009 demostraron que el pH de la solución es el factor determinante para la eliminación del fenol por stripping, en los estudios que realizaron a pH ácido se lleva a cabo una desorción del 60% mientras que a pH neutro (7) y alcalino (10) no se lleva a cabo la desorción del contaminante, esto puede deberse a que a pH ácido la molécula del fenol se encuentra en su forma libre y puede ser fácilmente arrastrada por las burbujas de aire mientras que a pH alcalino se encuentra protonada y los enlaces con las moléculas de agua son más estables.

Evaluación de parámetros cinéticos

Una vez que los microorganismos fueron aclimatados al fenol se llevó a cabo la evaluación de las constantes cinéticas de la degradación del fenol. Se realizaron cuatro perfiles de degradación del fenol con soluciones de concentración inicial de 100, 300 500 y 800 mg/L, se midió la concentración de fenol cada hora hasta que el fenol no fue detectado por la técnica analítica, los resultados se muestran en la Figura 4.3. Los SST y los SSV en estas corridas se utilizaron para obtener la cantidad máxima de células formadas al consumirse el sustrato, $X_{\text{máx}}$. Los SST y SSV iniciales en las diferentes corridas fueron de 800 y 878 mg/L respectivamente.

Los resultados experimentales muestran una degradación total del fenol en los diferentes perfiles de degradación sin embargo conforme aumentaba la concentración del contaminante la reacción se volvía más lenta esto se puede notar dado que las pendientes (velocidad aparente de reacción), disminuían conforme se aumentaba la concentración del contaminante. La Figura 4.3 muestra los resultados experimentales.

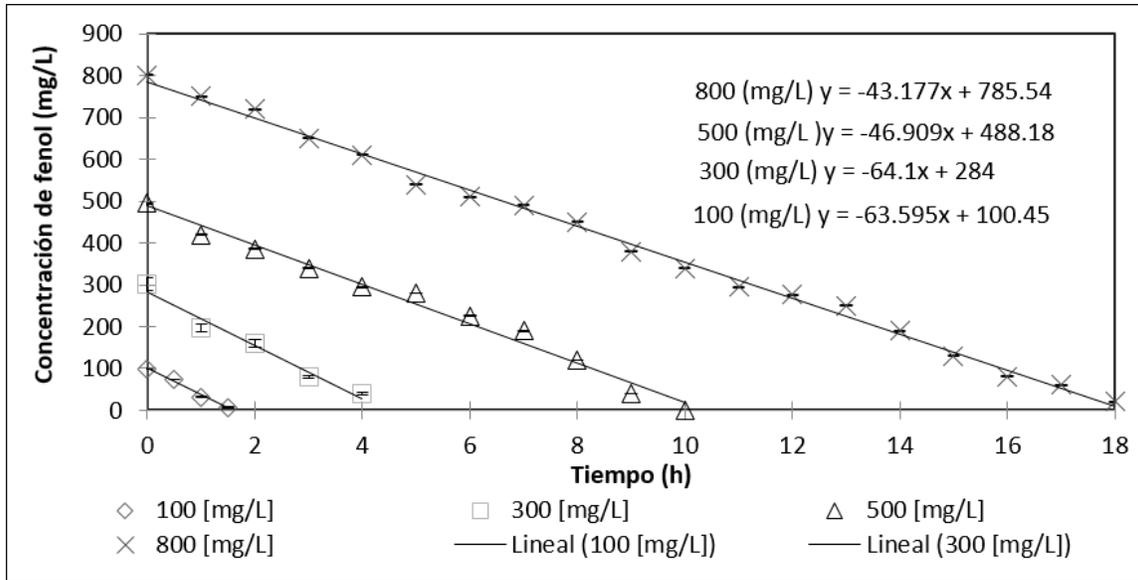


Figura 4.3. Perfiles de degradación de fenol a diferentes concentraciones de fenol.

Tomando las células máximas de cada perfil de degradación se obtuvo el coeficiente de crecimiento celular Y , trazando las células máximas formadas contra la concentración de sustrato inicial, siendo éste de 0.68 mg SSV/mg fenol. Los resultados se muestran en la Figura 4.4.

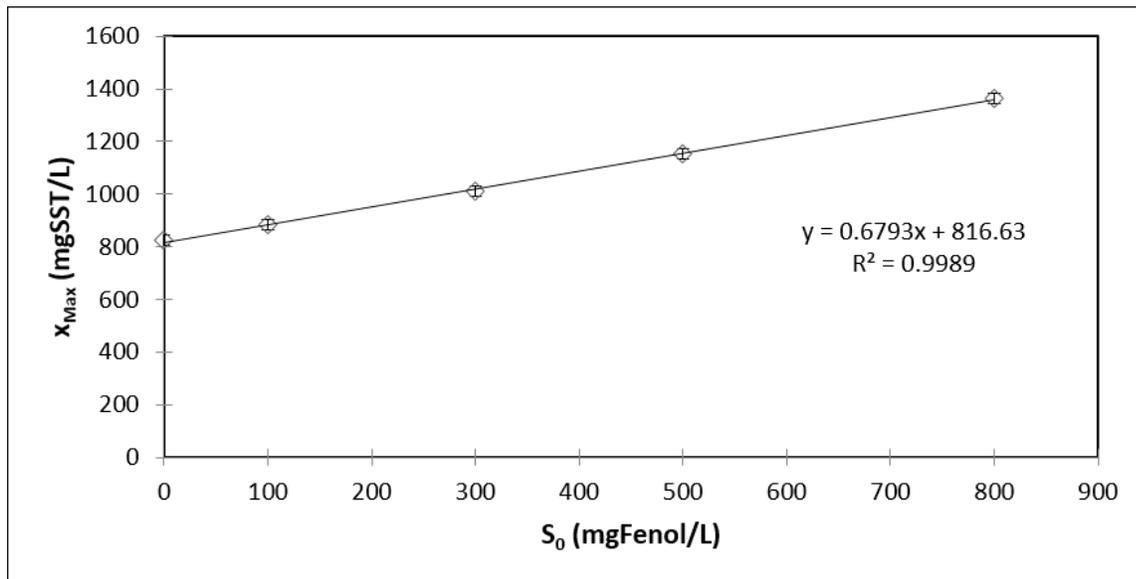


Figura 4.4. Estimación del coeficiente de rendimiento celular (Y)

Con el perfil de degradación se determinaron las constantes cinéticas, como el cambio en la pendiente fue pequeño en los perfiles de degradación de 100 y 300 se trabajó a una concentración de 100 mg/L de fenol para obtener los coeficientes cinéticos intrínsecos de la reacción. Los SSV para este experimento fueron de 500 mg/L con una concentración de 100 mg/L de fenol para asegurar que los efectos inhibitorios del contaminante no influyan en la determinación de los coeficientes cinéticos.

Para la modelación, se consideró un reactor de 5 L. Con el programa Aquasim, se estimaron los coeficientes cinéticos aplicando el modelo de un tanque totalmente mezclado, se midió el incremento de la biomasa y la disminución de fenol dentro del sistema; se utilizaron los resultados experimentales de Y. Los coeficientes encontrados a partir de este método fueron K_s igual a 15.47 mg/L, y μ_{max} igual a 0.1158 h⁻¹ (Figura 4.5).

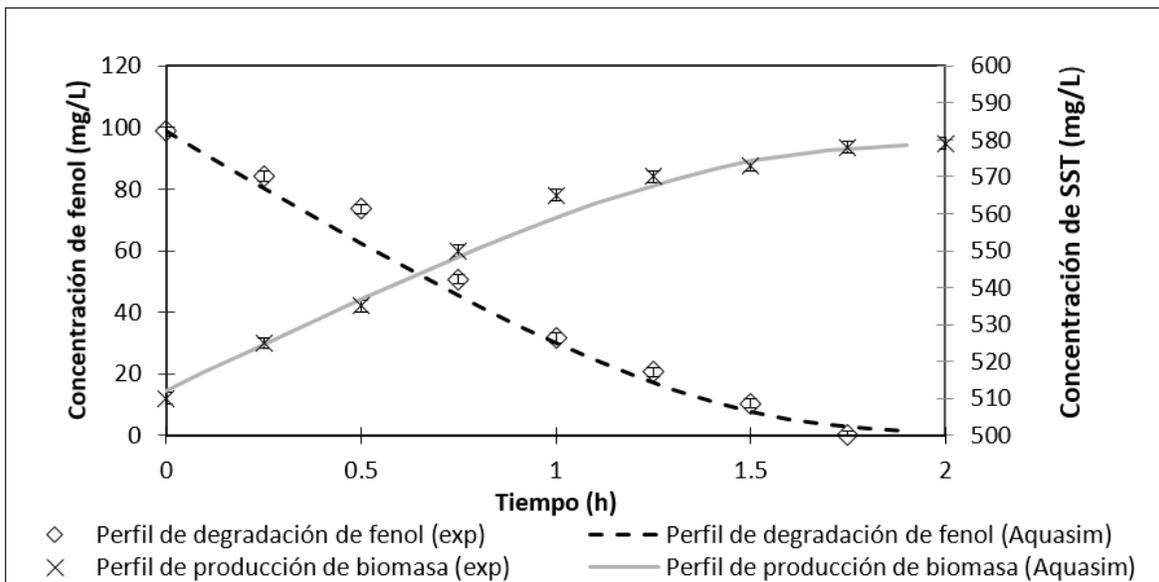


Figura 4.5. Evaluación de los coeficientes cinéticos en Aquasim

En la Tabla 4.1 se muestran los coeficientes reportados en la literatura (Bajaj, et al., 2009), los coeficientes que se obtuvieron en este trabajo son parecidos a esos valores, la variación podría ser ocasionada por la diferencia de la temperatura, para este estudio se operó el reactor a 21+/-

0.1 °C, es importante mencionar que muchas de estas referencias reportan la inhibición debida al sustrato después de los 800 mg/L.

Tabla 4.1. Coeficientes cinéticos reportados en la literatura en una población mixta de microorganismos (Bajaj et al., 2009)

Concentración de fenol mg/L	μ_{max} (h ⁻¹)	Ks (mg/L)	Temperatura °C	pH
----	0.131	5.0	*	*
40	0.258	3.9	15	*
23.5-659	0.3095	74.65	25 ±2	7.2
0-800	0.308	44.92	27±1	*
0-900	0.260	25.4	28	6.6
2500	0.4383	29.5	Ambiente	6.5

* No reportado

Diseño y construcción del RBPFT

Construcción del dispositivo experimental

Se construyó el RBPFT reactores biológicos con las especificaciones descritas en la metodología. La figura 4.6 muestra las fotografías del sistema experimental; el reactor se mantuvo en operación durante periodos de 6 meses.

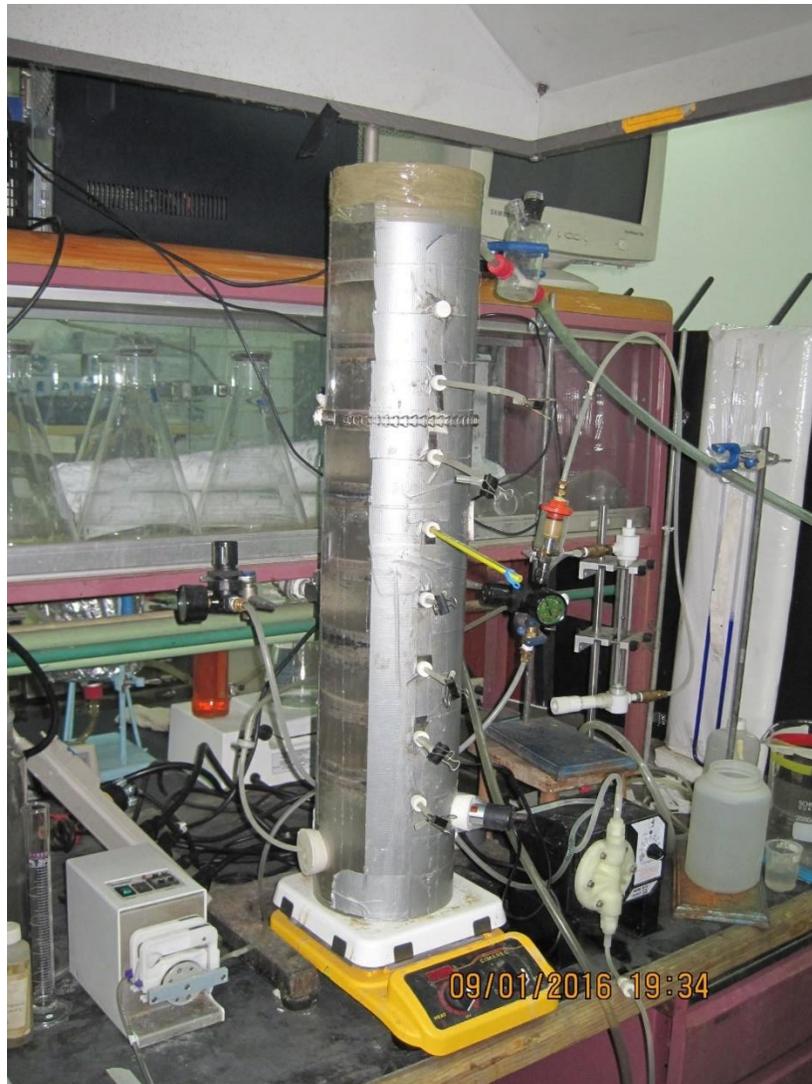


Figura 4.6. Dispositivo experimental reactor por platos

El reactor por platos cuenta con tres detalles innovadores en su diseño dentro de los cuales se puede puntualizar: 1) La configuración permite direccionar el flujo de aire en una forma horizontal creando un efecto en zig-zag dentro del reactor. 2) El espaciado entre las fibras permite incrementar la velocidad superficial del fluido y del aire. 3) El soporte no tejido presenta una porosidad del 96% (espacios huecos) la cual permite acumular una cantidad considerable de microorganismos hasta 5 veces más que un sistema MBBR con anillos Kaldnes K1[®].

Pruebas físicas al soporte no tejido

En cuanto al soporte que se utilizó en esta investigación fue importante determinar las características principales de la fibra por lo cual se realizó una caracterización de las fibras no tejidas.

La densidad del material (fibra de poliéster), fue determinada con el método de densidad (Hutten 2007) con un matraz volumétrico aforado (densímetro), fue de 1.18 g/cm^3 y la densidad aparente del material fue de 0.11 g/cm^3 . Con el volumen aparente del material y con el peso del mismo se determinó la solidez y la porosidad del material, estos parámetros se calcularon de acuerdo a las ecuaciones descritas en Hutten (2007). Los resultados muestran que este material tiene una porosidad de 94 % y una solidez de 6 %. El área superficial (a) del soporte se determinó mediante un análisis de adsorción de nitrógeno BET, el área que se obtuvo del análisis fue 0.20 g/m^2 ; utilizando la densidad aparente para transformar las unidades de área a m^2/m^3 , se obtuvo un valor de área superficial de $22,398 \text{ m}^2/\text{m}^3$. El área por unidad de masa de este material es pequeña si se compara con materiales como el carbón activado donde las áreas normalmente son de 400 a 1400 g/m^2 . Sin embargo, al compararlo con soportes comerciales para el tratamiento de agua residual como el Kaldness; para el cual el intervalo de valores de área por unidad de volumen va de 450 a $1200 \text{ m}^2/\text{m}^3$, se puede decir que este soporte tiene un área superficial 18.6 veces mayor que un soporte comercial para tratar aguas residuales. Esto se debe a que el soporte está hecho de pequeñas fibras de poliéster de apenas $50 \mu\text{m}$ de diámetro.

La figura 4.7 muestra fotografías en un microscopio electrónico de barrido del soporte aumentadas de 70 a 4000 veces. Como se observa en los aumentos de 4000x y 1000x, que corresponden a las fotografías A y C, el soporte utilizado es un material sólido que presenta rugosidad en la superficie y que está conformada de filamentos de $50 \mu\text{m}$ como se muestra en la fotografía B).

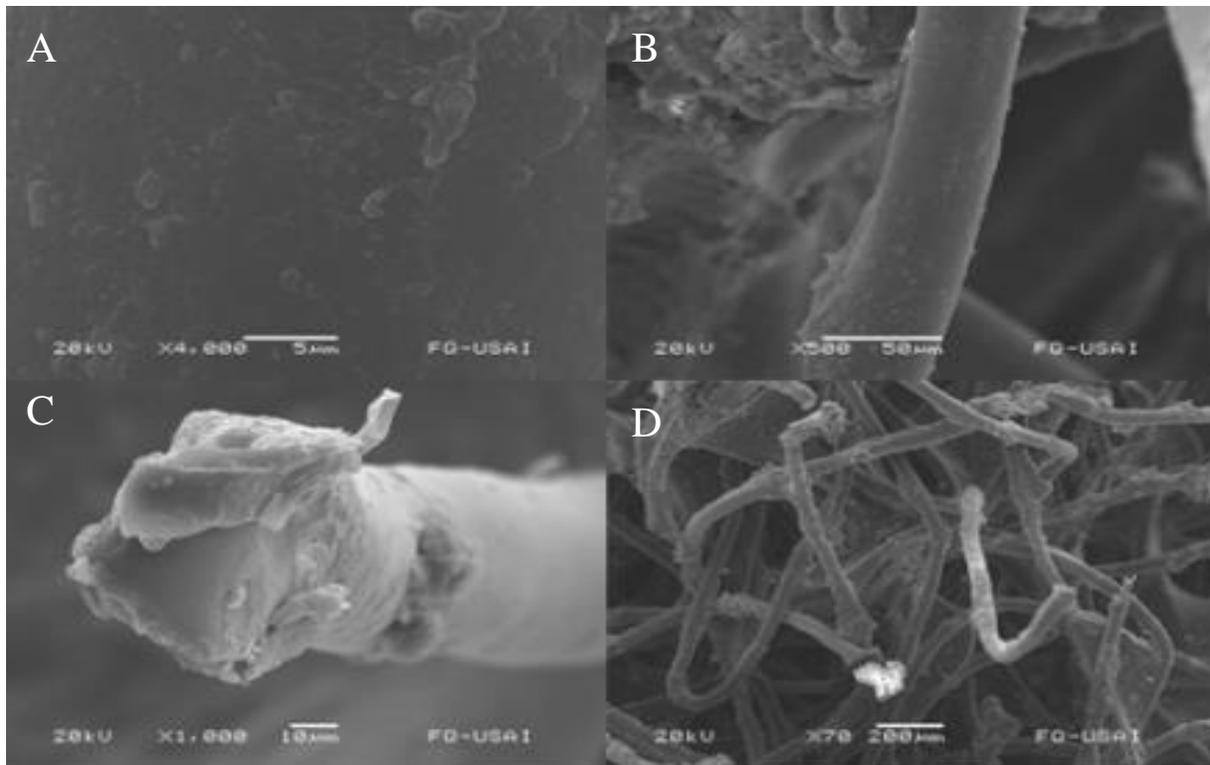


Figura 4.7. Imágenes en microscopía electrónica de barrido; A) 4000 (5 μm), B) 1000 (50 μm , C) 500 (10 μm y D) 70 (200 μm) aumentos

Cuando se observó el soporte con un aumento de 70 (fotografía D), se puede ver que el material es la unión desordenada de filamentos lo cual es justo una característica de los materiales fibrosos no tejidos, cabe señalar que este material es poroso debido a los espacios huecos que existen entre las fibras mismas, los cuales tienen una separación aproximada de 200 μm .

Acumulación de microorganismos al soporte

En esta etapa experimental también se determinó la acumulación de microorganismos en 4 diferentes tipos de soporte, fibra abrasiva no tejida blanca 3M® Polietileno de baja y alta densidad y fibra de poliéster. La Figura 4.8 muestra una fotografía de estos materiales.

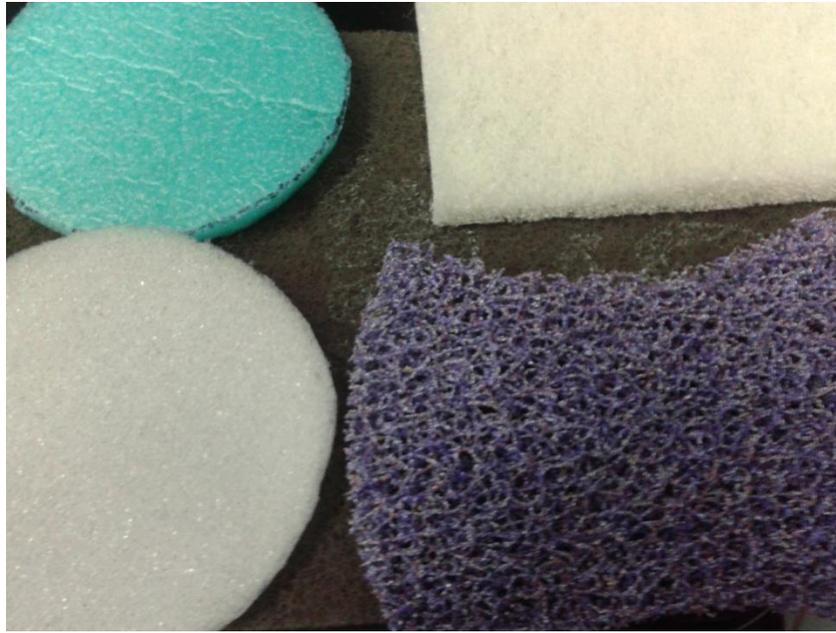


Figura 4.8. Diferentes tipos de materiales plásticos.

Se determinaron la porosidad aparente de cinco soportes y la cantidad de microorganismos que estos soportes podían acumular, se cuantificaron los microorganismos adheridos por gramo de soporte. La Figura 4.9 muestra los resultados de esta prueba.

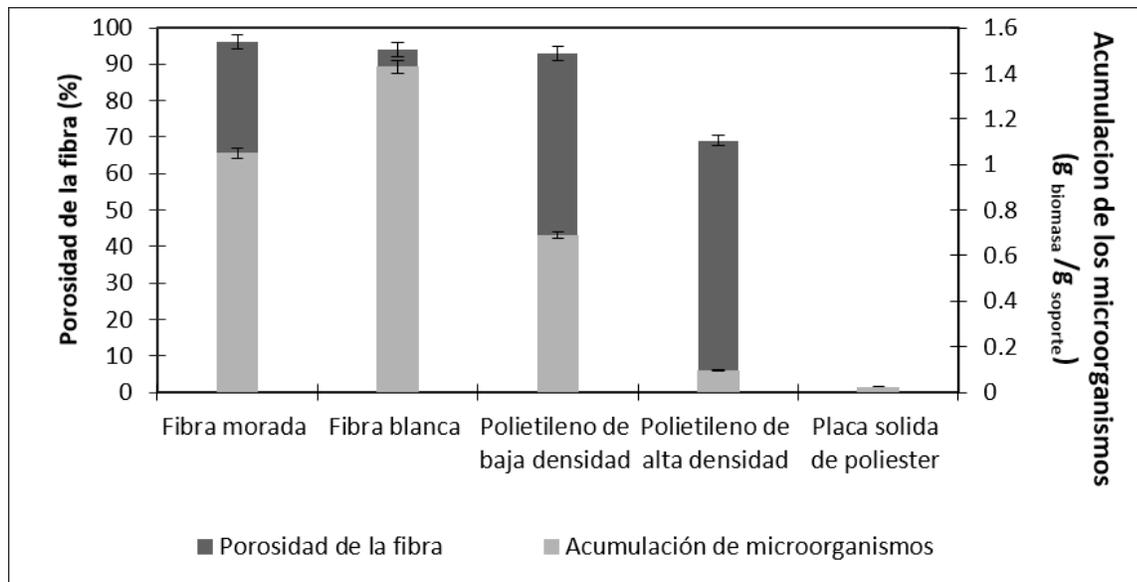


Figura 4.9. Porosidad aparente en los diferentes soportes

En los resultados experimentales se observó que la fibra blanca (3.2 a 3.4 g/100cm²), morada (5.2 y 5.6 g/100cm²), y el polietileno de baja densidad (12 a 36 g/100cm²) tienen una porosidad similar que se encuentra alrededor del 95% sin embargo cuando se cuantificaron los microorganismos adheridos a los diferentes soportes se pudo determinar que hay una diferencia significativa en la acumulación de los microorganismos en los soportes. El material no tejido (fibra blanca 3M) puede acumular un poco más del doble de microorganismos que el polietileno de baja densidad, esto podría ser debido a que las porosidades en los materiales no tejidos son de tipo abierta (Hutten, 2007) en comparación con las porosidades mixtas (cerradas y abiertas) que presentan el polietileno de baja densidad, esta característica del material no tejido permite una gran acumulación de microorganismos dentro del soporte. También cabe señalar que la apertura de la porosidad influye en la acumulación de los microorganismos en la fibra, la apertura de la porosidad en la fibra morada fue alrededor de 5 mm, mientras que en la fibra blanca es del 0.02 mm, como se observa en la Figura 4.9 la acumulación de microorganismos en la fibra morada es de 1.05 g biomasa/g soporte que es un 50% menos que la fibra blanca.

Con estos resultados se seleccionó la fibra blanca como soporte de los reactores biológicos y con este material se llevó a cabo la evaluación del reactor.

Evaluación del régimen de flujo en el RBPFNT

El régimen de flujo en el reactor biológico por el método estímulo - respuesta fue cuantificado mediante la inyección de un colorante no reactivo (azul de metileno). El experimento se realizó en el sistema de la Figura 4.10, el colorante se inyectó en forma de pulso y se determinó su concentración a la salida del sistema por colorimetría construyéndose la curva E con los datos obtenidos para establecer el TRH.

Las corridas experimentales se dividieron en dos partes, sin flujo de aire y con diferentes flujos de aire en el reactor.



Figura 4.10. Sistema para determinar el régimen de flujo en el reactor

Primera etapa sin flujo de aire

En esta primera etapa se muestran los resultados experimentales de la inyección de la tinta cuando no hay flujo de aire suministrado al reactor. La Figura 4.11 muestra los resultados experimentales de la salida del colorante, como se puede observar la curva que se generó es parecida a una campana simétrica. Por lo cual se puede considerar que existe una dispersión de la tinta a lo largo del reactor, como lo plantea Levenspiel en el 2004 en la teoría de dispersión longitudinal. Se realizó la normalización de la curva de concentraciones E de acuerdo a la metodología descrita en Levenspiel (2004) donde E es la distribución de las edades del fluido, D/uL , es la dispersión dentro del reactor, D es el coeficiente de dispersión y θ es el tiempo adimensional, los resultados se compararon contra el modelo de dispersión (ecuación 4.1), se utilizaron las ecuaciones que describen un recipiente cerrado y se consideró una pequeña dispersión para un tiempo de residencia de 2.5 h.

$$E_{\theta} = \bar{t} * E = \frac{1}{\sqrt{4\pi(D/uL)}} \exp \left[-\frac{(1 - \theta)^2}{4(D/uL)} \right] \quad (4.1)$$

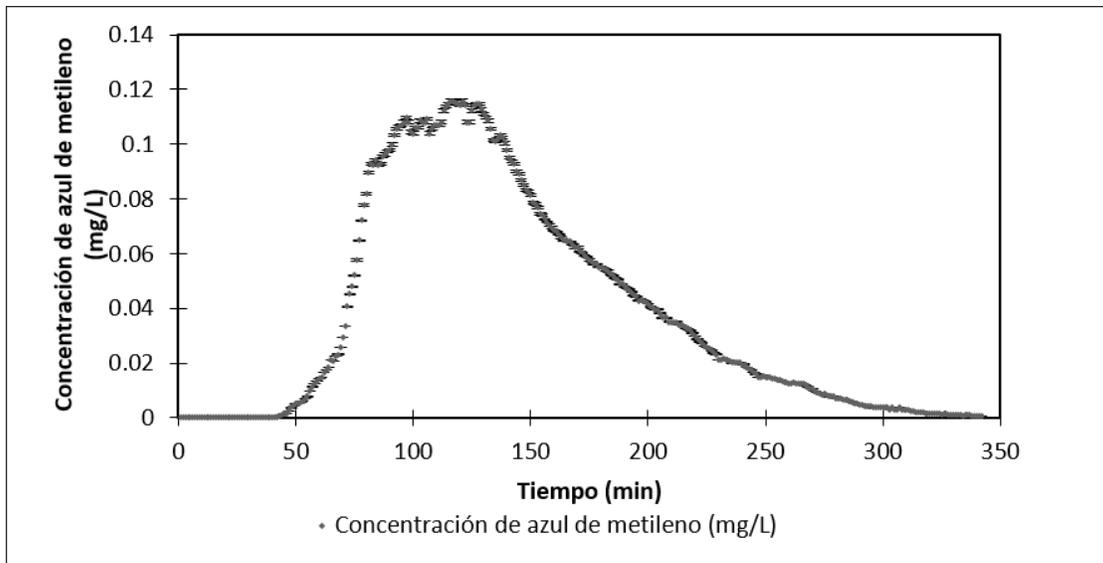


Figura 4.11. Concentración de azul de metileno en la inyección por impulso sin flujo de aire

Los valores de TRH teórico y experimental (2.5 y 2.36) son similares por lo que se podrá decir que se tiene un flujo pistón con una ligera dispersión.

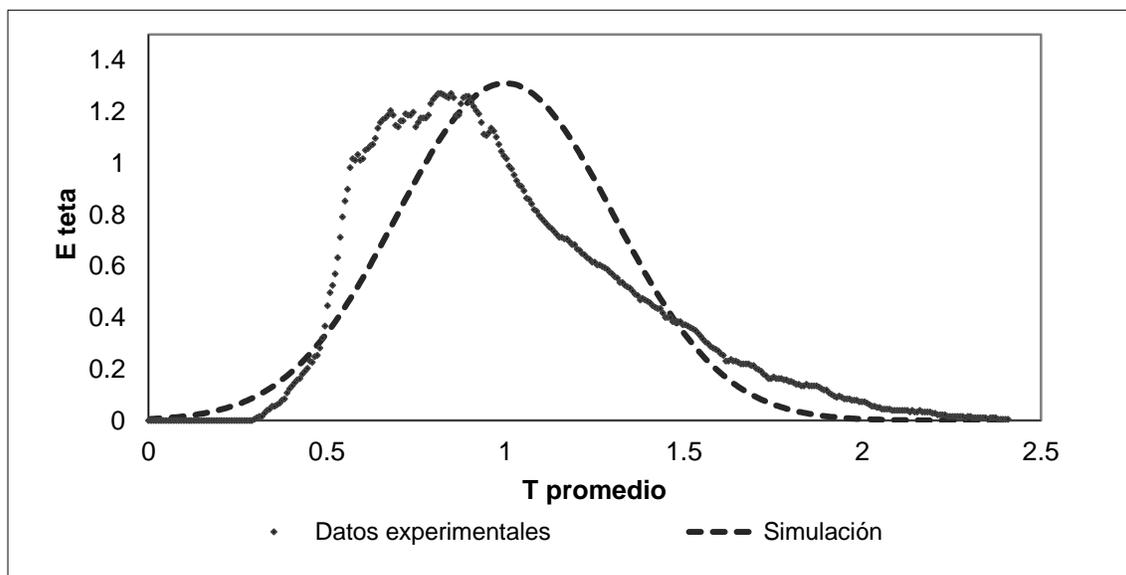


Figura 4.12. Comparación de datos experimentales de una inyección por pulso contra el modelo de dispersión

Los resultados que se muestran en la Figura 4.12 indican que la curva está desfasada con respecto al modelo teórico esto quiere decir que dentro del reactor existen zonas donde el líquido está estancado, se calcularon las zonas estancadas como lo calculó Pérez & Torres (2008), dando un valor de 9.2%, el coeficiente de dispersión D/uL del sistema fue de 0.0463.

Segunda etapa a diferentes flujos de aire

Se realizaron los experimentos de estímulo respuesta con flujo de aire los resultados de la concentración de la tinta cuando se inyectó un pulso de colorante se muestran en la figura 4.13, como se observa, la concentración de la tinta a la salida del recipiente se comportó como un tanque totalmente mezclado cuando se alimentó un flujo de aire de 4.33 L/min, en la literatura científica la forma más común de modelar el flujo en el seno del líquido en un sistema de biopelícula es mediante un reactor perfectamente mezclado (Eberl, et al., 2006), el mezclado es el resultado de la agitación neumática de la dispersión de las burbujas de aire en el líquido (Sánchez Pérez, et al., 2006).

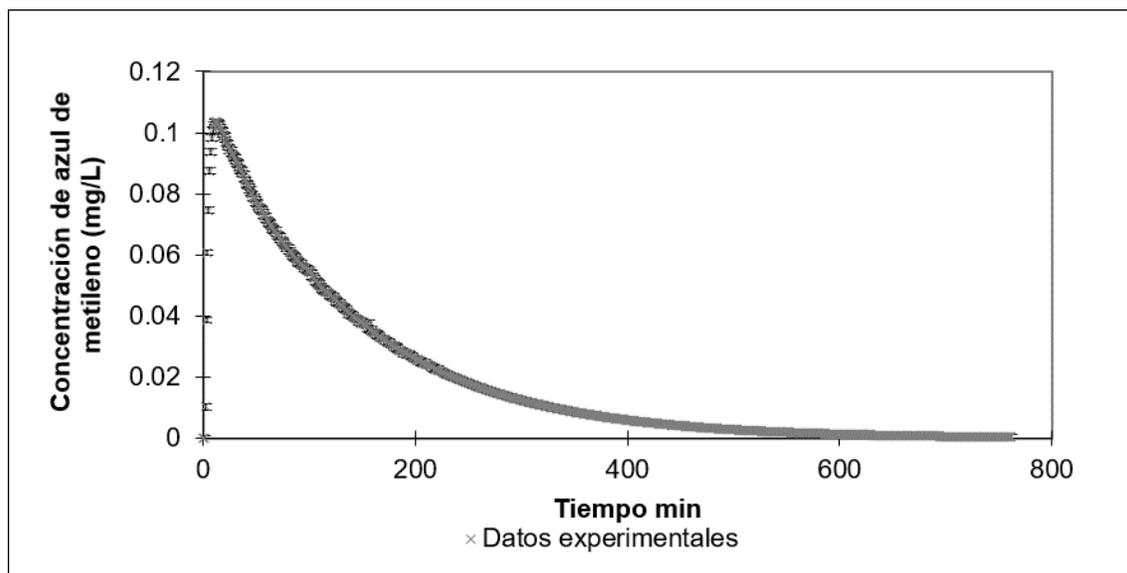


Figura 4.13. Concentración de azul de metileno en la inyección por pulso con flujo de aire (5.4 L/min)

Este mismo comportamiento de flujo se observó a diferentes flujos de aire (6.12, 8.62, 11.20 y 16.22 L/min). Se compararon los resultados experimentales de la salida del colorante contra el modelo de tanque agitado para un tiempo de residencia de 2.5 h (t_h); los resultados se muestran en la figura 4.14.

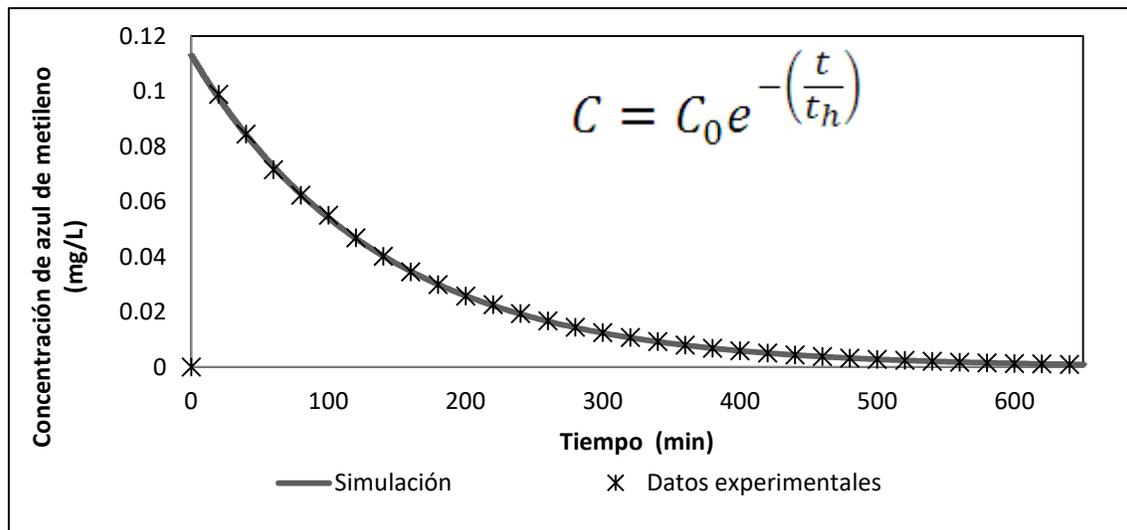


Figura 4.14. Simulación de los resultados experimentales

Como se puede observar en la Figura 4.14, la correspondencia de los datos experimentales con los obtenidos con el modelo fue de un coeficiente de correlación del 0.99936 por lo que se puede asegurar que este tipo de reactor se comporta como un sistema completamente mezclado.

Fue importante determinar el régimen de flujo en el reactor ya que esto permitió modelar los procesos que ocurren dentro del sistema durante la degradación del fenol. Por ejemplo, dado que el reactor se comporta como un sistema totalmente mezclado se concluye que no habrá gradientes de concentración en el seno del líquido sólo habrá transporte por un flujo convectivo y no por un flujo difusivo. Lo anterior es una de las premisas que se tomaron en cuenta para la modelación de los procesos químicos físicos y biológicos que ocurren en el sistema.

Evaluación del tiempo de mezcla

Durante los primeros minutos en la determinación del régimen de flujo se registró una diferencia en los tiempos que el colorante (azul de metileno) alcanzaba la mezcla completa a los diferentes flujos de aire donde se desarrolló el experimento, por lo cual se determinó el tiempo de mezcla (θ) en el reactor para cada corrida, este parámetro es un indicador del mezclado del líquido dentro del recipiente como lo muestran los estudios realizados por (Pirdashti & Kompany, 2009)

Se midió la concentración del colorante cada minuto hasta que se alcanzó la mezcla completa a cuatro diferentes flujos de aire (6.12, 8.62, 11.20 y 16.20 L/min), los resultados se muestran en la Figura 4.15, en la cual se observa que las mediciones del colorante llegan a una concentración máxima que es cuando el sistema alcanza la mezcla completa, también se observó que conforme se aumentaba el flujo de aire (la velocidad superficial del aire) el tiempo para alcanzar la mezcla completa disminuyó esto quiere decir que hay una mayor agitación en el líquido ocasionada por la agitación neumática del flujo de aire que pasa a través del sistema.

En la figura 4.15 se muestran los valores obtenidos del cálculo del tiempo de mezcla para los diferentes flujos de aire (6.12, 8.62, 11.20 y 16.20 L/min), se determinó que el tiempo de mezcla disminuyó de 13 a 7 min conforme el flujo de aire aumentaba esto demuestra que hay una agitación más vigorosa en el RBPFT. Esta agitación puede favorecer los fenómenos de transporte y de transferencia de masa del seno de líquido hacia los microorganismos de la biopelícula, pero también pueden aumentar los fenómenos de desprendimiento de los microorganismos del soporte, esta parte se evaluó cuando el soporte desarrolló la biopelícula.

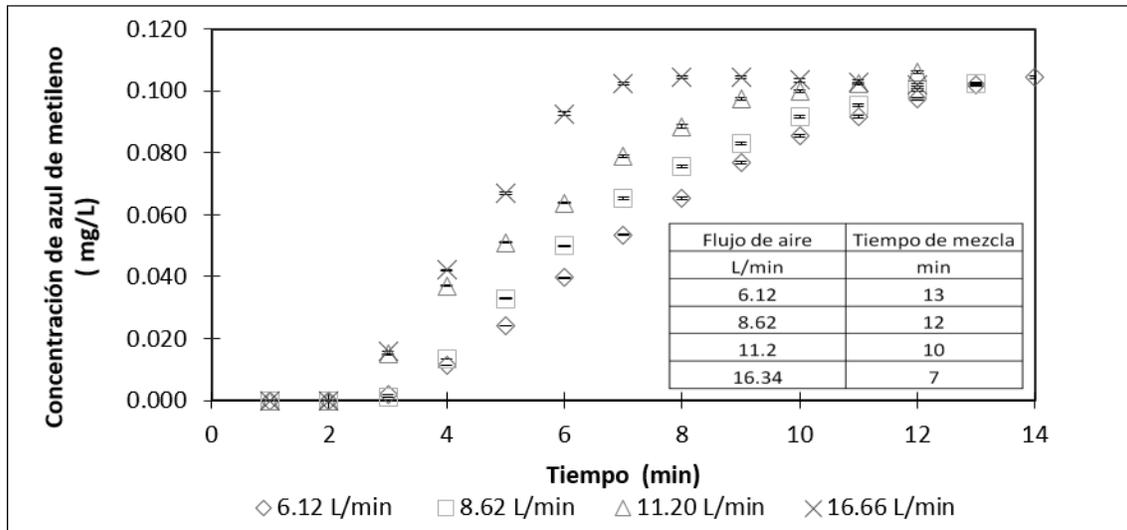


Figura 4.15. Medición de las concentraciones de azul de metileno a diferentes flujos de aire y cálculo del tiempo de mezcla

Evaluación de la transferencia de oxígeno

La transferencia de oxígeno hacia el seno del líquido fue evaluada por la metodología de agotamiento (García-Ochoa & Gómez, 2009) cuando no se tenía microorganismos sobre el soporte no tejido, se tuvieron condiciones controladas de la temperatura (21°C) y el pH (7.4). La figura 4.16 muestra las mediciones de oxígeno disuelto a diferentes velocidades de aireación, se observó que a una velocidad de aire de 0.042 L/min se llegaba una condición de saturación (6.4 mg oxígeno disuelto/L) más rápidamente.

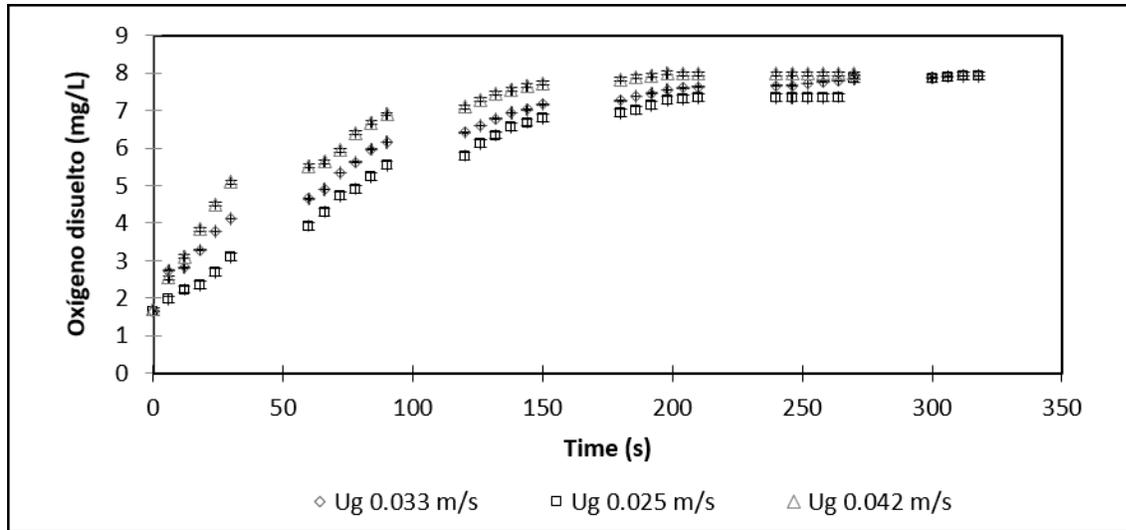


Figura 4.16. Mediciones de oxígeno disuelto a diferentes flujos de aire utilizando el método estímulo-respuesta

Se calcularon los coeficientes de transferencia de masa $K_L a$ linealizando la ecuación 15 con la cual se obtuvo la ecuación 4.2.

$$\ln(C_s - C) = -K_L a t + \ln(C_0 - C_s) \tag{4.2}$$

Se obtuvieron los resultados que se muestran en la tabla 4.2

Tabla 4.2. Valores del coeficiente de transferencia de masa, $k_L a$, a diferentes flujos de aire

Flujo de aire (L/min)	Ug (m/s)	$k_L a$ (min ⁻¹)
4.39	0.025	0.219
5.86	0.034	0.229
7.39	0.043	0.235

Los valores del coeficiente $K_L a$ incrementaron de 0.57 a 0.86, cabe señalar que no se pudieron realizar mediciones a flujos de aire mayores de 7.39 debido a que se observó físicamente una agitación muy vigorosa dentro del reactor.

Una vez operado el RBPFT en continuo durante un periodo de tres semanas a una carga orgánica de 16.4 g fenol/[m² d] se volvieron a evaluar los coeficientes de transferencia de masa para determinar si el coeficiente presentaba alguna variación por el consumo de oxígeno de los microorganismos que se encontraban en el soporte; para evaluar el coeficiente se utilizó la metodología estímulo respuesta descrita en Garcia-Ochoa & Gomez (2009).

Después de tres semanas de operación el reactor presentaba una acumulación considerable de microorganismos en todo el soporte, la Figura 4.17 muestra diferentes fotografías del soporte en las cuales se pueden observar la gran cantidad de microorganismos que se encontraban fijados al soporte no tejido 250 mg SST/cm².



Figura 4.17. Fotografías del soporte no tejido después de tres semanas de operación a una carga de 16.4 g fenol/[m² d].

La Figura 4.18 muestra los resultados experimentales y las rapidezces de aireación a los cuales se realizó la experimentación, como se observa los primeros experimentos (0.009 0.021 y 0.050

m/s) no alcanzaron la saturación del oxígeno contrario a lo que pasaba en el reactor sin microorganismos, esto es importante ya que estos resultados muestran que existe un consumo importante del oxígeno transferido al RBPFT otro punto a destacar es que a una mayor U_g (0.129 m/s) la saturación del oxígeno dentro del reactor se alcanza más rápidamente por último es preciso puntualizar que en las tres últimas rapideces de aireación sólo se percibe una pequeña diferencia menor al (0.3%) en el tiempo que se alcanza la saturación del oxígeno en el líquido.

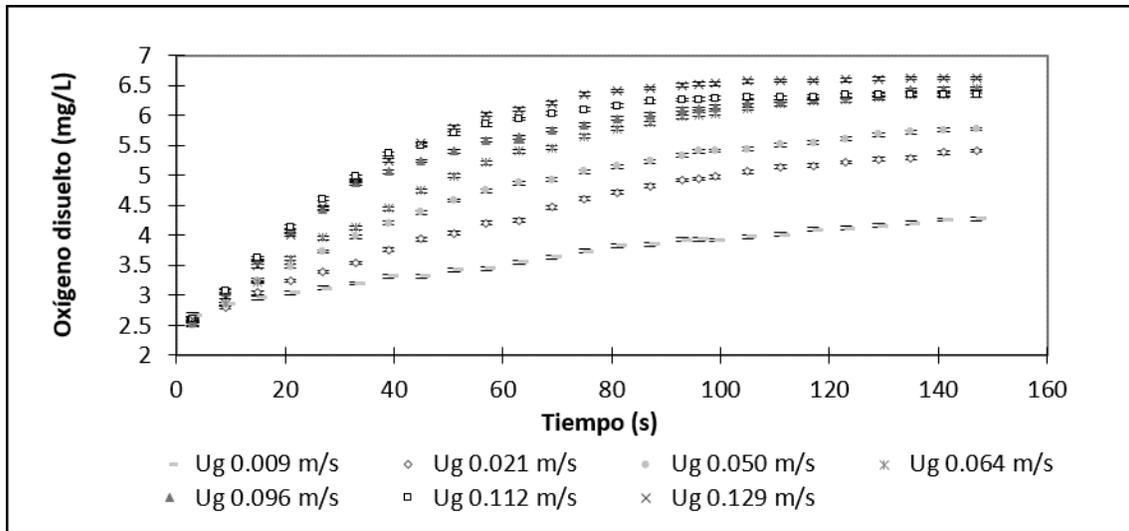


Figura 4.18. Mediciones de oxígeno disuelto a diferentes flujos de aire

Con estos resultados se calculó el coeficiente de transferencia de masa mediante la linealización de la ecuación 4.3 ya que ésta considera la velocidad de utilización de oxígeno (VUO) por los microorganismos.

$$\frac{dC}{dt} = [K_L a C_s - (VUO)] - K_L a C \tag{4.3}$$

Los resultados del coeficiente se muestran en la figura 4.19. Se realizó una comparación con los coeficientes obtenidos cuando el soporte no tenía microorganismos, los resultados muestran que cuando el soporte tenía biomasa adherida los coeficientes de transferencia aumentaron un 50% esto puede ser ocasionado por la gran cantidad de microorganismos dentro del soporte (250 mg SST/cm²) que utilizaron rápidamente el oxígeno transferido en el seno del líquido ocasionando un aumento en el coeficiente de masa. También cabe destacar que las velocidades de aireación que se pudieron utilizar en el reactor fueron de 0.0088 a 0.12 m/s.

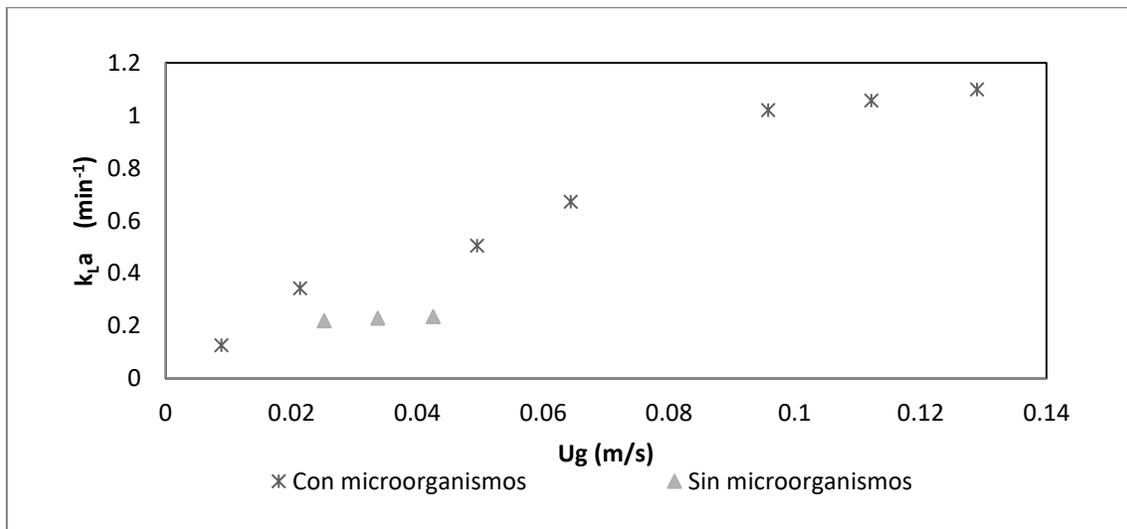


Figura 4.19. Variación del coeficiente de transferencia de masa k_La a diferentes velocidades de aire, con y sin microorganismos

En los resultados del reactor con microorganismos el k_La aumenta al aumentar el flujo de aire; sin embargo, al aumentar la velocidad de aireación por encima de 0.095 m/s no se observó un aumento considerable del coeficiente (1.02 a 1.09 min⁻¹). Por lo cual se puede concluir que un aumento por arriba de este valor no favorecerá la transferencia de oxígeno en el sistema.

Se determinó el coeficiente de respiración celular en el RBPFNT cuando se detuvo el sistema de aireación en los experimentos anteriores, los resultados se muestran en la Figura 4.20. Los

resultados experimentales de las mediciones de oxígeno en el reactor disminuyen linealmente después de los 50 min.

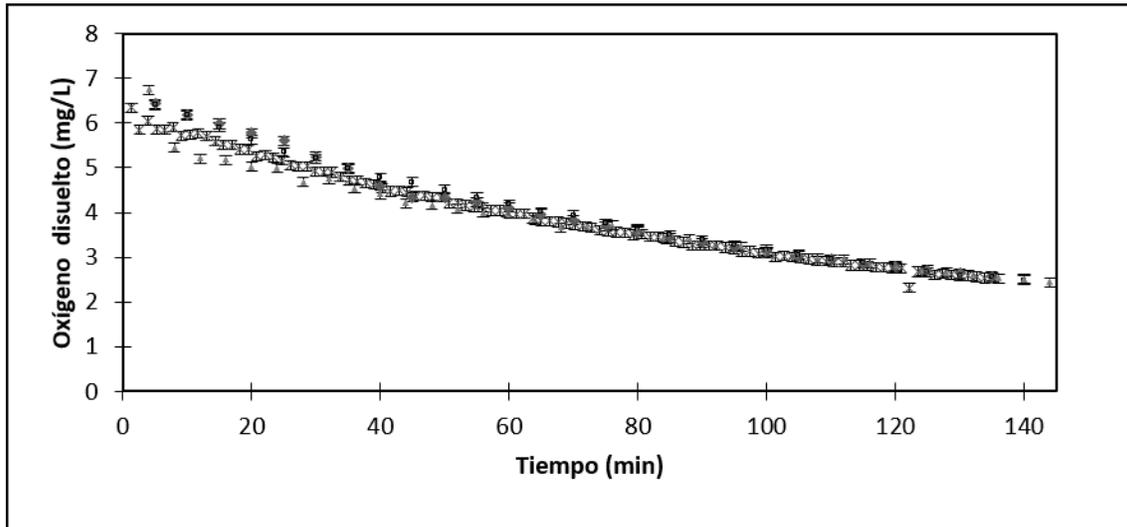


Figura 4.20. Mediciones del consumo de oxígeno disuelto en un reactor discontinuo

Con estos resultados se determinó el coeficiente de respiración celular (k_r) que es la pendiente de la recta, el coeficiente fue de $0.0179 \text{ mg O}_2/\text{L min}$ mientras que, los sólidos totales en el reactor fueron de 7.52 g/L cabe señalar que este coeficiente no cambio en el transcurso de los experimentos lo cual quiere decir que la cantidad de biomasa dentro el reactor se mantuvo constante durante la experimentación.

Evaluación de la transferencia de masa

Perfiles de degradación del fenol a diferentes concentraciones de fenol

Una vez terminadas las pruebas de transferencia de oxígeno el reactor de platos se operó en forma continua durante tres semanas a una carga orgánica superficial (CO) de $16.4 \text{ g fenol}/[\text{m}^2 \text{ d}]$, el

reactor seguía teniendo un comportamiento estable con remociones del contaminante cercanas al 100%.

En este momento se operó el reactor en una forma discontinua alimentando tres diferentes concentraciones de fenol (100, 244, 798 mg/L) se realizaron mediciones de fenol con respecto al tiempo para cuantificar la disminución de fenol los resultados se muestran en las Figuras 4.21, 4.22 y 4.23. El flujo de aire en estos experimentos fue de 13.88 L/min.

En el perfil 100 mg/L de degradación (Figura 4.21) se observó que la disminución de fenol se comportaba de una forma lineal, el oxígeno disuelto se mantuvo en 6.54 mg/L durante la mayor parte del experimento la degradación del fenol se llevó a cabo en 11 horas esto quiere decir que hubo un aumento en el tiempo de degradación de 9 horas comparado con las pruebas en suspensión, este aumento es ocasionado por los fenómenos de transferencia y difusión dentro de la biopelícula por lo cual fue de vital importancia su estudio.

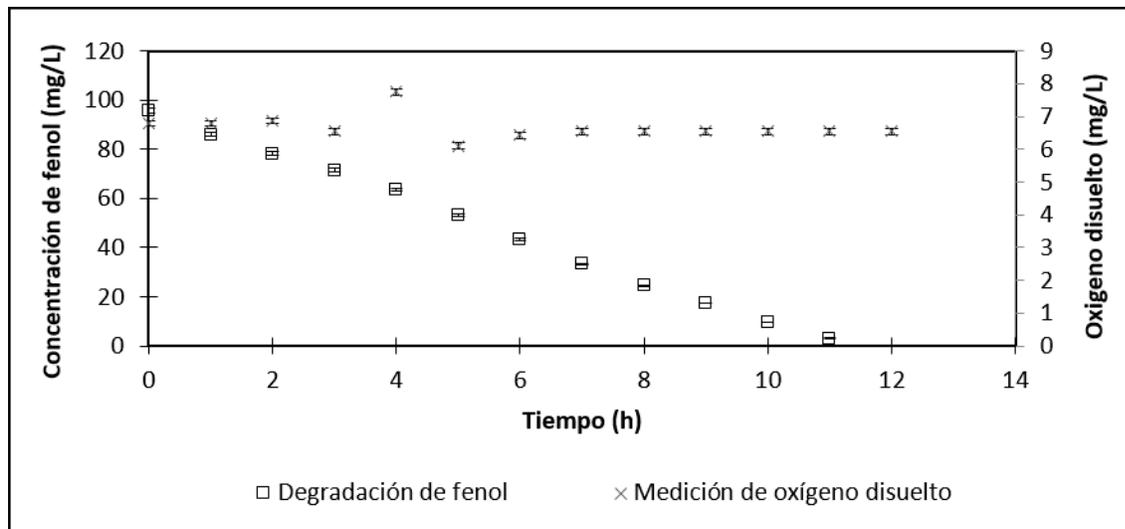


Figura 4.21. Perfil de degradación de fenol con una concentración inicial de 100mg/L

En el siguiente experimento se aumentó la concentración de fenol en el reactor a 244 mg/L, se midieron la concentración de oxígeno y de fenol en el perfil de degradación a lo largo del tiempo;

el flujo de aire fue de 13.88 L/min. La Figura 4.22 muestra los resultados experimentales de la degradación del fenol durante 35 h, esto es 7 horas más a lo esperado y se observó una pequeña pérdida en la linealidad en la degradación esto podría haber sido a una posible inhibición de los microorganismos. Es posible pensar que los microorganismos sufran una inhibición debido a la cantidad de fenol (244 mg/L).

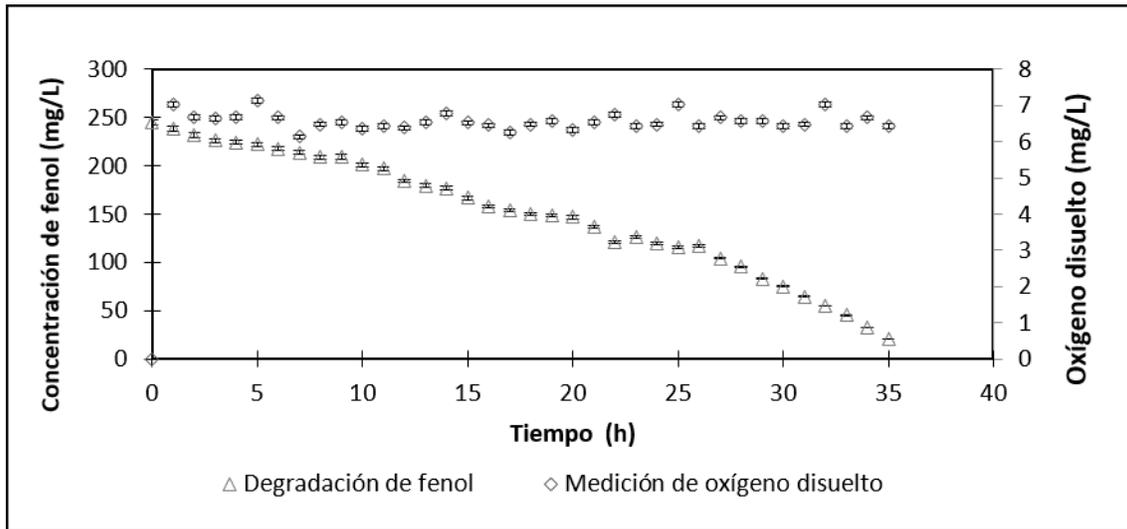


Figura 4.22. Perfil de degradación de fenol con una concentración inicial de 240 mg/L

Sin embargo, en el siguiente experimento cuando la concentración de fenol se aumentó a 798 mg/L y flujo de aire se mantuvo en 13.88 L/min, el comportamiento del oxígeno disuelto fue disminuyendo hasta valores cercanos a 2 mg/L por lo que se tenía un déficit por oxígeno disuelto en el sistema. La Figura 4.23 muestra el comportamiento del fenol y del oxígeno disuelto en estas condiciones de operación.

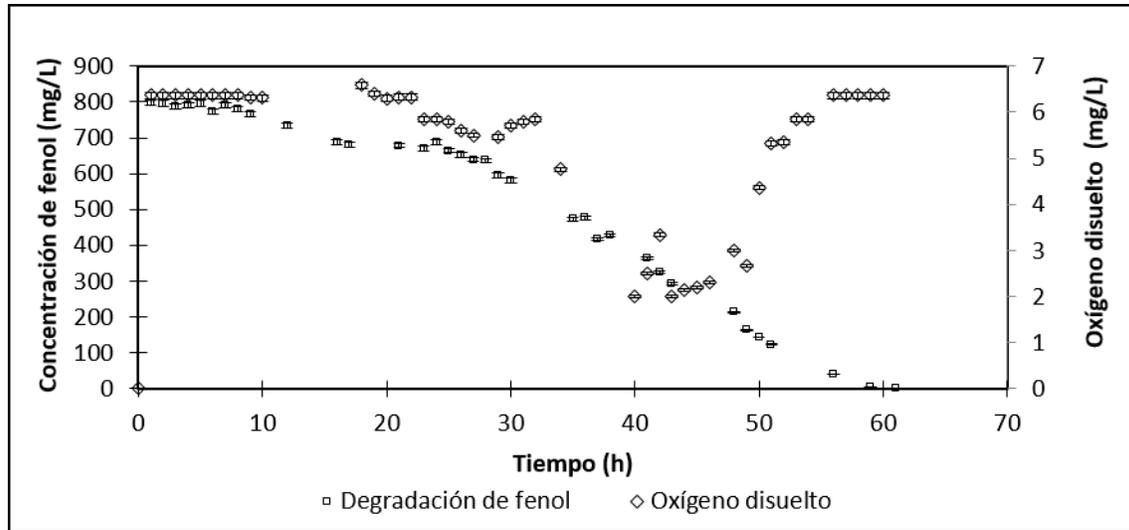


Figura 4.23. Perfil de degradación de fenol con una concentración inicial de 798 mg/L

Como se puede observar se pierde totalmente la linealidad de la degradación del contaminante como se mostraba en las gráficas anteriores. Un mayor consumo del contaminante por los microorganismos puede ser ocasionado por un mayor gradiente de concentración lo que permite una mayor penetración y asimilación del contaminante en la biopelícula, por esta razón es que se lleva a cabo un aumento en el consumo de oxígeno en la biopelícula.

Este punto es importante ya que para concentraciones de fenol superiores a 250 mg/L será necesario que la modelación matemática del sistema se realice con la ecuación de Monod de doble sustrato limitante.

$$R_x = \mu_{max} \left(\frac{S}{K_s + S} \right) \left(\frac{O}{K_o + O} \right) X_H \quad (4.4)$$

Es importante que las determinaciones de los coeficientes de transferencia se lleven a cabo en condiciones donde no existe una limitación por el oxígeno disuelto o una inhibición en el sistema por lo cual se determinó que los perfiles de 100 mg/L son los adecuados para hacer las determinaciones del experimento.

Operación del reactor de biopelícula de manera discontinua

Tres perfiles de degradación fueron realizados en el RBPFNT iniciando con una concentración de 100 mg/L, la operación del reactor se realizó a 4 diferentes flujos de aire (13.89, 16.66, 19.52 y 22.44 L/min). Durante esta experimentación se midieron: los parámetros concentración de fenol, de SST, de SSV, así como la turbiedad y el oxígeno disuelto.

La Figura 4.24 muestra los resultados que se obtuvieron de la determinación de fenoles a diferentes tiempos de reacción, cuando el flujo de aire aumentó de 13.89 a 19.52 L/min el tiempo de reacción para una degradación completa de fenol disminuyó de 12 a 8 horas. También es importante mencionar que un aumento en el flujo de aire por arriba de 19.52 L/min no mejoró el tiempo de reacción. El comportamiento de la disminución del fenol con respecto al tiempo tuvo una tendencia lineal como ya se había mostrado en los experimentos anteriores. Se calcularon las pendientes de estas curvas por medio de regresiones lineales para determinar las velocidades aparentes de reacción los resultados se muestran en la misma Figura 4.24.

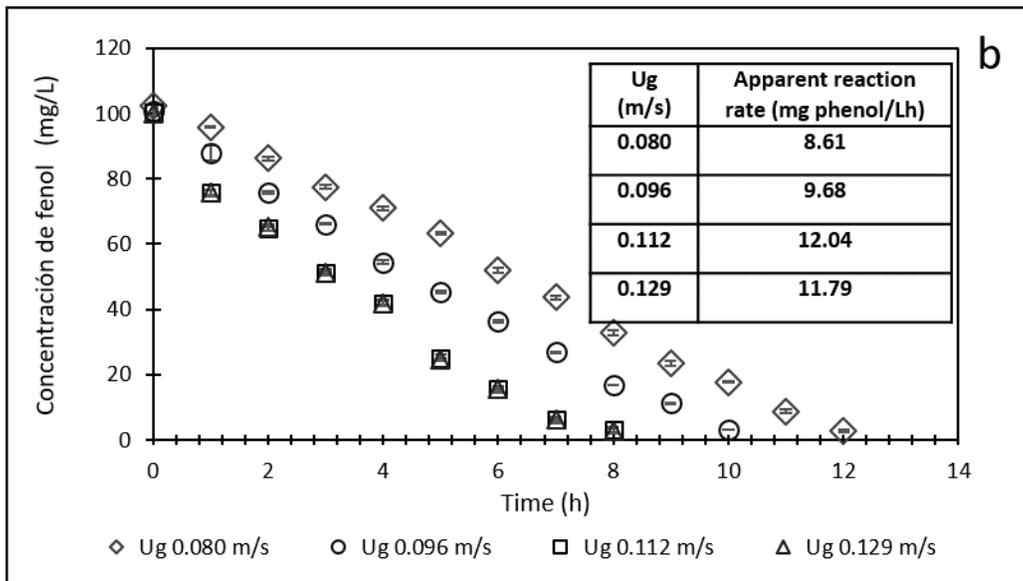


Figura 4.24. Perfil de degradación mediciones de fenoles a diferentes velocidades de aireación

El aumento en el flujo del aire tiene un efecto directo en la velocidad de aireación (U_g), esta velocidad repercute en el número de Reynolds. González-Brambila y López-Isunza en el 2011, demostraron que el aumento en el número de Reynolds en un reactor de biopelícula disminuye la capa de transferencia de masa y por lo tanto aumenta la tasa de reacción en el reactor, esto es principalmente por el aumento en el coeficiente de transferencia de masa, si se recuerda que $k_c = D/L_L$ donde D es el coeficiente de difusión y L_L es el espesor de la capa límite, al disminuir el espesor de la capa límite se aumenta el coeficiente de masa externo y por lo tanto la rapidez de reacción. La rapidez de reacción en el reactor aumentó un 50% cuando se operó a una velocidad superficial de 0.112 m/s con respecto a la velocidad de aireación de 0.80 m/s.

También es importante recordar que un aumento en la U_g aumentó la agitación del sistema significativamente el tiempo de mezcla en el líquido disminuyó de 13 a 7 min como lo mostraron los resultados experimentales obtenidos en este tipo de reactor, por lo que se afirma que el reactor de platos presenta fenómenos de transferencia de masa entre el líquido y la biopelícula que son necesarios cuantificar.

Existen varias formas de calcular los coeficientes de transferencia de masa, en este trabajo se ocuparon dos formas, por números dimensionales y realizando una modelación matemática en Aquasim.

Determinación del coeficiente de transferencia de masa por números adimensionales.

Se determinó el coeficiente de transferencia de masa en el RBPFNT mediante ecuaciones empíricas (González-Brambila y López-Isunza, 2008). Como primer punto se calculó el número de Reynolds para un sistema de dos fases de acuerdo a la ecuación 4.5 (Treybal, 1980). Esta ecuación está diseñada para calcular el número de Reynolds en un sistema de dos fases cuando se tiene un “enjambre” de burbujas.

$$Re = \frac{d_p V_s \rho_L}{\mu_L} \quad (4.5)$$

Donde d_p es el diámetro de la burbuja ρ_L densidad del líquido, μ_L viscosidad del líquido y V_s es la velocidad de deslizamiento. Este último se calcula de acuerdo a la ecuación 4.5. Para determinar este parámetro es necesario determinar el diámetro de la burbuja que el gas forma cuando pasa a través del reactor. La Figura 4.25 (A) muestra fotografías de las burbujas en el reactor. Se observa que el diámetro de las burbujas de gas es más o menos de un tamaño uniforme y se distribuyen uniformemente a través del reactor, que son perfectamente esféricas y tienen un diámetro promedio de 1 mm ($n=30$ mediciones). También se realizó el cálculo del diámetro de la burbuja a diferentes flujos de aire mediante las ecuaciones descritas en Najafpour en el 2007 y Treybal en 1980 pero no se encontró un cambio significativo en el diámetro de la burbuja por lo que se consideró que este parámetro permanecía constante.

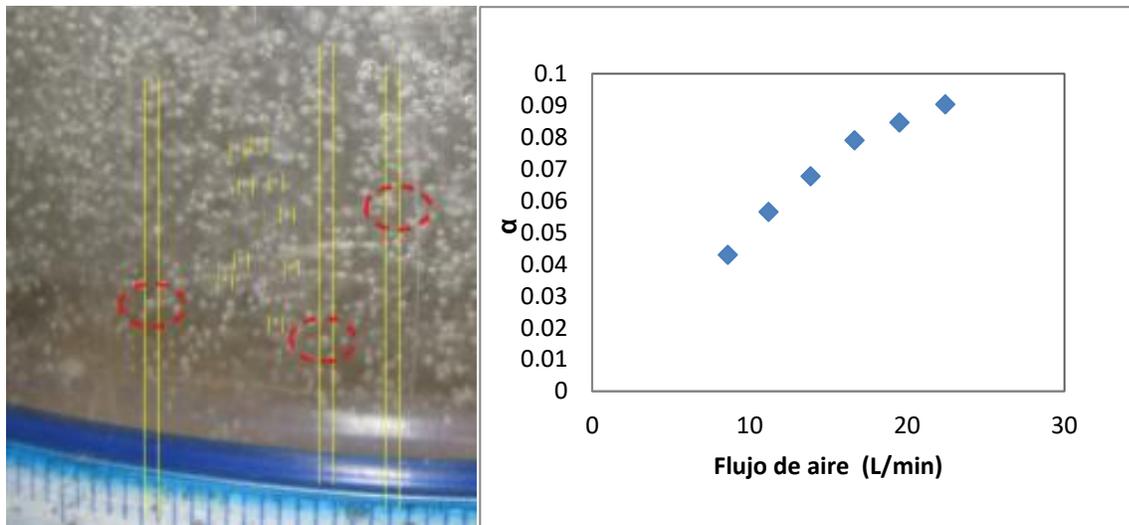


Figura 4.25. Diámetro de burbuja en el reactor (A) y fracción hueca, α , ocupada por el gas en el reactor (B).

Otro factor determinante para calcular la velocidad de deslizamiento es la fracción hueca que ocupa el gas en el reactor. En las columnas de burbujeo la presión estática del fluido es el componente dominante de la caída de presión y por lo tanto es importante determinar la fracción hueca que ocupa la dispersión del gas (α). En la Figura 4.25 (B) se puede observar cómo cambia α con respecto al flujo de aire. Si la velocidad superficial del gas, definida como el flujo volumétrico del gas dividido entre el área transversal del tanque, es V_g , entonces V_g/α , puede considerarse como la velocidad real del gas en relación con las paredes del tanque. Si el líquido fluye en forma ascendente, a corriente paralela con el gas, a una velocidad relativa a las paredes del tanque $V_L/(1-\alpha)$, (Treybal, 1980; Holland y Bragg, 2002) entonces la velocidad relativa del gas y del líquido, o la velocidad de deslizamiento, es determinado por la ecuación 4.6:

$$V_s = \frac{V_g}{\alpha} - \frac{V_L}{1 - \alpha} \quad (4.6)$$

En el caso de esta experimentación no hay flujo de líquido; el sistema se operó de forma discontinua por lo tanto la velocidad de ascenso se calculó de la siguiente forma (Ecuación 4.7)

$$V_s = \frac{V_g}{\alpha} \quad (4.7)$$

Para determinar el número de Reynolds, la viscosidad y la densidad del líquido se consideraron constantes ya que la temperatura se mantuvo a 20°C durante los experimentos.

Los coeficientes de transferencia de masa fueron calculados mediante las correlaciones empíricas descritas por González-Brambila y López-Isunza (2008). Dos de estas funciones consideran el coeficiente como función de los números de Reynolds y Schmidt mientras que el tercero sólo de éste último, los modelos se muestran en la parte superior de la tabla y los

resultados en la parte inferior de ésta. El número de Schmidt (Sc) se determinó mediante la ecuación 4.8.

$$Sc = \frac{\mu_s}{D} \quad (4.8)$$

Donde μ_s es la viscosidad cinemática del agua y D es el coeficiente de difusión del fenol en agua a 20°C (Coulson & Richardson, 1979; Dean, 2000), estos parámetros se consideraron constantes en todos los experimentos. La Tabla 4.3 muestra los coeficientes de transferencia de masa calculados con las ecuaciones empíricas mencionadas en el párrafo anterior.

Modelación del sistema en discontinuo en Aquasim

Para la modelación del sistema en Aquasim se tomaron en cuenta las variables obtenidas de los sistemas en suspensión Y , K_s y μ_{max} , se consideró que la hidráulica del reactor era la de un sistema de biopelícula con el seno del líquido totalmente mezclado, se utilizaron los perfiles de degradación de 100 mg/L cuando el reactor se operó en modo discontinuo a diferentes flujos de aire, el resultado de la simulación se muestra en la Figura 4.26. En una primera parte se estimó el coeficiente de difusión en la biopelícula. Se determinó que en el flujo de aire más alto (19.66 L/min) ya no existía un cambio significativo en la velocidad de reacción aparente por lo cual se consideró que la capa de transferencia sería mínima (0.1 μ m) en este experimento se determinó el coeficiente de difusión del fenol en la biopelícula ajustando el modelo a los datos experimentales ($D_{biofilm}$) mediante la estimación de parámetros se obtuvo un valor de un valor 2.36×10^{-8} m²/h. Con este resultado se simuló el sistema con una capa de transferencia de masa que se oponía al transporte de los sustratos y se estimaron los coeficientes de transferencia de masa externa k_c con una cinética tipo Monod.

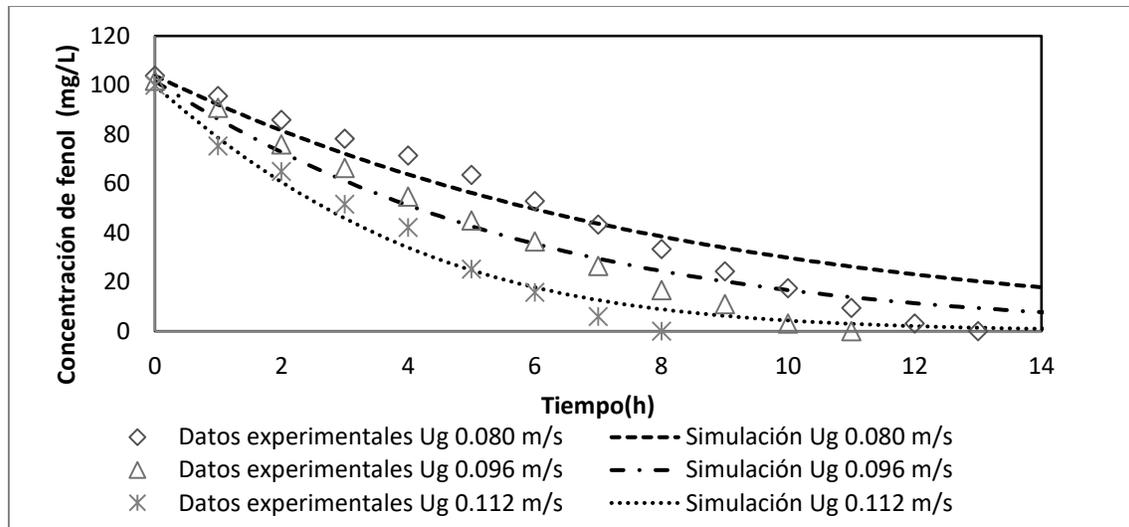


Figura 4.26. Simulación en Aquasim del reactor de biopelícula operada en régimen discontinuo considerando la cinética de Monod

Como se puede observar no hay un buen ajuste del modelo a los datos experimentales cuando se utilizó una cinética de tipo Monod la desviación relativa media fue del 84% para la eliminación de fenol, por lo cual en esta simulación no es recomendable determinar los coeficientes de transferencia de masa.

Cuando se determinaron las pendientes para obtener las velocidades aparentes de disminución del fenol se observó que la pendiente de disminución de los datos experimentales fue constante por lo cual se pensó que los datos experimentales podrían ser simulados con una cinética de orden cero, se realizó la modelación tomando esta consideración, los resultados se muestran en la Figura 4.27 se puede observar que esta modelación tienen un mejor ajuste a los datos experimentales teniendo una desviación media relativa de 6.2%.

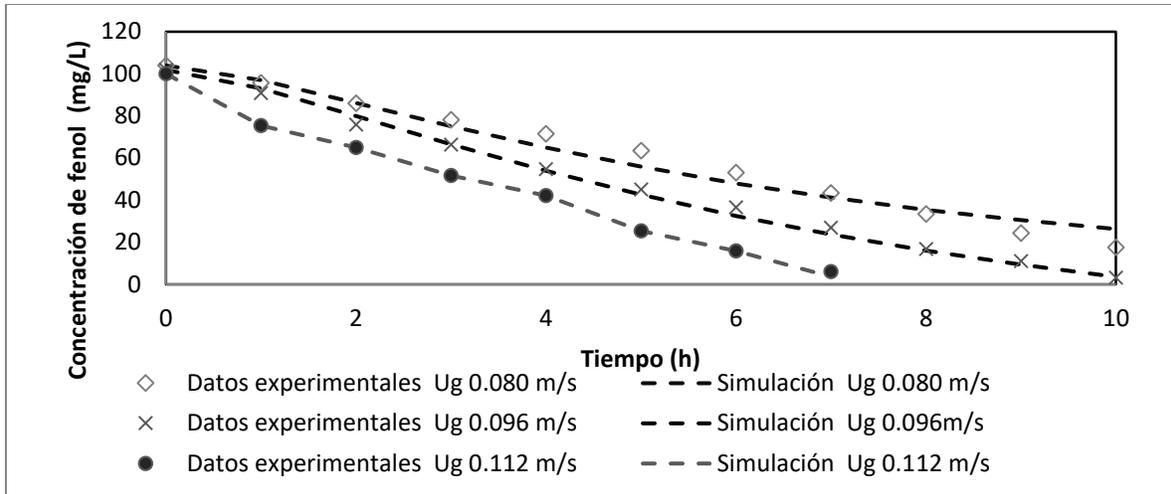


Figura 4.27. Simulación en Aquasim del reactor de biopelícula operada en régimen discontinuo considerando la cinética de orden cero.

Con los resultados arrojados por este modelo se obtuvieron los valores de los coeficientes de transferencia de masa externo para las diferentes velocidades de aireación. Los resultados del modelo Aquasim y los modelos empíricos se muestran en la Tabla 4.3.

En los 4 modelos se muestra una variación del coeficiente de transferencia de masa al aumentar la velocidad superficial (U_g).

Tabla 4.3. Comparación de los coeficientes de transferencia de masa externa utilizando tres ecuaciones empíricas y el modelo Aquasim.

Parámetro	Velocidad de aireación (U_g) m/s		
	0.080	0.096	0.112
Número de Reynolds	4537.81	4667.14	5103.2
Número Schmidt	8581.19	8581.19	8581.19
Modelo 1 $k_c = \frac{1.66V_s}{Re^{1/2}Sc^{2/3}}$	2.60E-04	2.71E-04	2.81E-04
Modelo 2 $k_c = \frac{0.332V_s}{Re^{1/2}Sc^{1/3}}$	1.06E-03	1.10E-03	1.14E-03
Modelo 3 $k_c = 0.0889V_sSc^{-0.704}$	6.59E-04	7.17E-04	7.67E-04
k_c Modelo Aquasim	3.67E-05	4.74E-05	2.68E-04

Estos resultados son favorables ya que existe un aumento en la velocidad de consumo del sustrato y esto es debido aumento del coeficiente de transferencia de masa externa. Sin embargo, es necesario evaluar el desprendimiento de la biopelícula ya que se encuentra reportado que un aumento en la velocidad superficial del líquido o del aire repercute en el desprendimiento de los microorganismos del soporte debido a los esfuerzos de corte sobre la biopelícula. Además, las velocidades de aireación pueden afectar el desempeño de las células.

Desprendimiento de los microorganismos del soporte a diferentes flujos de aire.

Durante los experimentos de consumo de fenol (perfiles de degradación) se midieron SST en la parte líquida del reactor con la técnica de densidad óptica, para determinar la biomasa que fue desprendida del soporte. La Figura 4.28 muestra la concentración de SST con respecto al tiempo, se puede observar que la concentración de SST en todas las corridas experimentales fue menor de 20 mg SST/L, este valor representa el 0.1% de la biomasa que había en el reactor este valor se obtuvo mediante el balance de masa entre la biomasa inicial en los soportes y los SST que había en el reactor al finalizar cada experimentación.

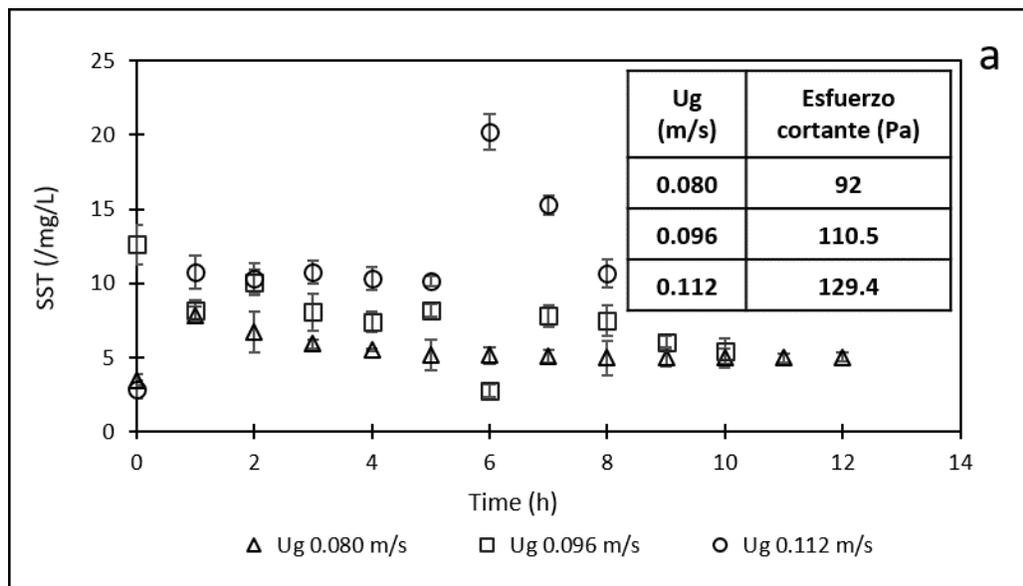


Figura 4.28. Biomasa desprendida del soporte a diferentes flujos de aire.

Con estas mediciones se pudieron comprobar que hay un desprendimiento mínimo de la biomasa del soporte a pesar de haber estado expuesta durante 8 horas a esfuerzos cortantes de 1.05 Pa que fueron desarrollados cuando se trabajó con el mayor flujo de aire (19.6 L/min). Por lo que se puede considerar que los espacios huecos del soporte no tejido (porosidad) sirve como una protección a las células que se encuentran dentro de sus porosidades, y que este material es útil para evitar el desprendimiento de la biomasa.

La Figura 4.29 muestra un acercamiento de la biomasa en la fibra no tejida en un microscopio estereoscópico marca Olympus y modelo SZX7 de una pequeña sección del soporte, se puede observar que la biopelícula estaba consolidada al soporte y que los poros del soporte se encontraban saturados de biomasa (250 mg SST/cm²) (fotografías A, B y C).

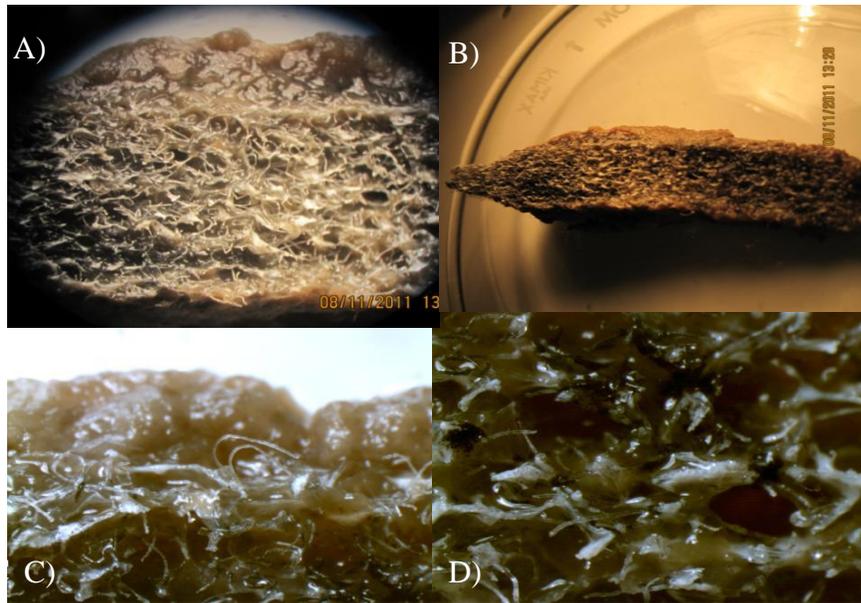


Figura 4.29. Fotografías del soporte fibroso no tejido en el microscopio estereoscópico (Olympus SZX7)

Es importante mencionar que el desprendimiento de los microorganismos de los soportes causado por los efectos de corte es un proceso instantáneo en comparación con el crecimiento de la biopelícula debido a que el tiempo característico para el desprendimiento por esfuerzos

cortantes es 6 órdenes de magnitud más pequeño que el tiempo característico para el crecimiento de la biomasa (IWA Task Group on Biofilm Modeling, 2006).

Operación del reactor en forma continua

Durante un periodo de 60 días, se operó el RBPFNT a cuatro diferentes cargas orgánicas (13.54, 24.37, 43.54 y 100 g fenol/[m² d]) manteniendo el flujo de aire a un valor de 16.66 L/min, los resultados se muestran en la Figura 4.30. El incremento de la carga orgánica en el reactor se realizó por medio de un cambio en la concentración de alimentación de contaminante al reactor de una forma gradual para determinar la máxima carga de contaminantes que el sistema podría tratar.

La operación del reactor se inició con una carga de 13 g fenol/[m² d], se observó que el reactor se comportó de una manera estable con una remoción de fenol cercana al 100%, la concentración de oxígeno disuelto en el reactor fue alrededor de 6.4 mg/L, este mismo comportamiento se mantuvo en las cargas de 24 y 50 g fenol/[m² d]. Cuando la carga se aumentó a un valor de 100 g fenol/[m² d] se observó una disminución en remoción del contaminante de hasta 41% este comportamiento fue variable ya que los valores de remoción pasados 6 días de operación fluctuaron entre 80 y 90%, el oxígeno disuelto disminuyó hasta valores de 2.5, por lo cual la caída en la remoción pudo haberse dado por una mezcla entre el déficit en la transferencia de oxígeno y el aumento en la concentración a los que los microorganismos al fenol estaban expuestos.

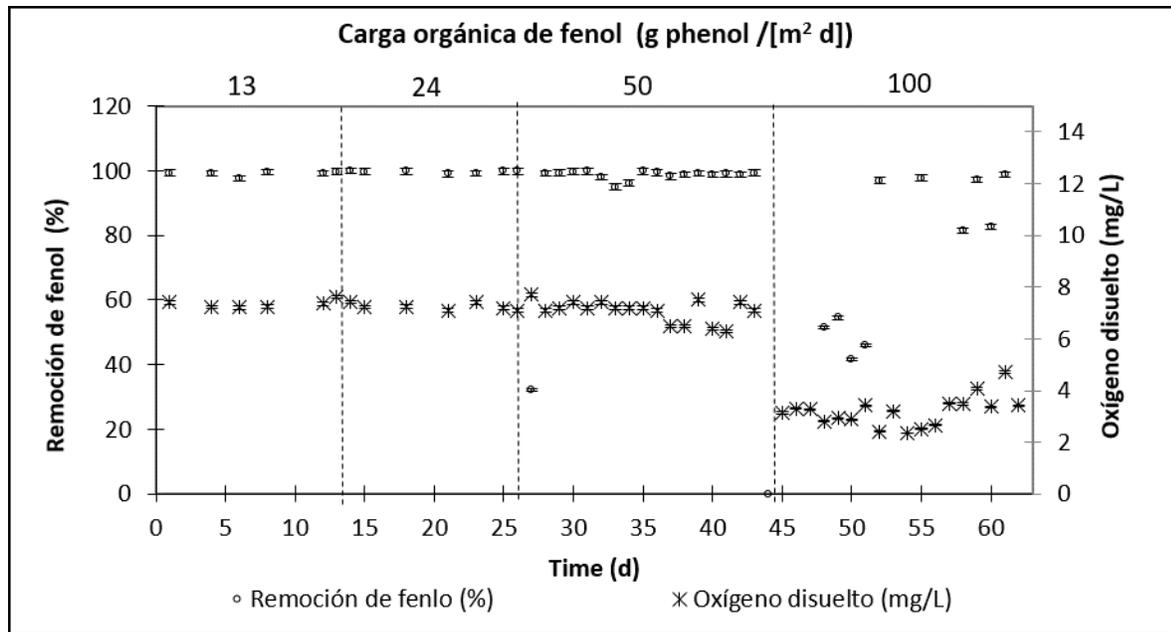


Figura 4.30. Operación del reactor en continuo a diferentes cargas orgánicas superficiales

Los sólidos suspendidos en el RBPFT fueron cambiando dependiendo de la carga alimentada en el reactor como lo muestra la Figura 4.31. Los sólidos desprendidos del soporte se pueden relacionar con el crecimiento de la biomasa debido al consumo de sustrato, una vez que los poros del material no tejido se encuentra saturado de microorganismos, las nuevas células desplazan a las células antiguas hacia la parte externa del soporte y van formando una biopelícula que está expuesta a los efectos de corte del flujo de aire y del líquido externo, la biopelícula externa es desprendida del soporte dando por resultado el incremento de SST en el seno del líquido, esto es favorable para el proceso de degradación ya que hay un renovación natural de la biopelícula del soporte esto hace que en el sistema sea estable en su operación debido a que no hay entonces necesidad de realizar lavados para eliminar el exceso de biopelícula.

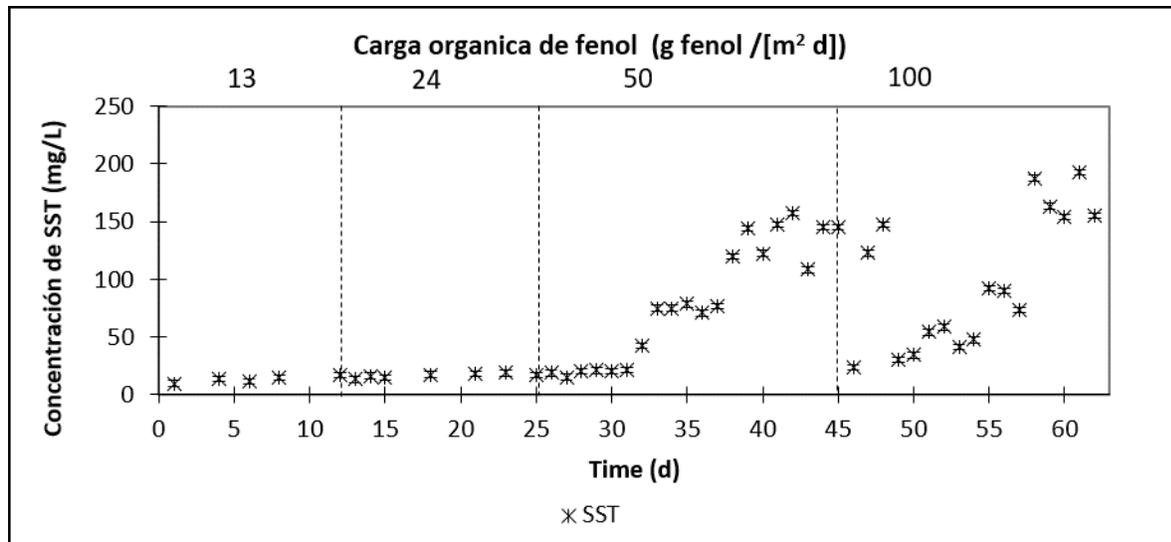


Figura 4.31. Sólidos suspendidos totales durante la operación del reactor en continuo.

El reactor biológico con platos de material no tejido es estable en su operación, permite tratar cargas de fenol de hasta 50 g fenol/[m² d], de una forma estable sin necesidad de realizar un lavado al lecho, la configuración del reactor permite aumentar la agitación del líquido cuando se incrementa la velocidad superficial del flujo de aire entre los platos que la conforman, esta agitación favorece la rapidez de degradación aparente debido a que permite incrementar los coeficientes de transferencia de masa externa K_c y el coeficiente de transferencia de oxígeno $k_L a$.

Actividad de la biomasa en la biopelícula

Fue importante conocer si la gran cantidad de biomasa que los soportes lograban acumular se encontraba activa o no dentro de los poros del soporte, para ello se midió la actividad global de los microorganismos por la técnica analítica de actividad a la catalasa en los ocho platos del reactor. La Figura 4.32 muestra la biomasa total en cada plato, la biomasa viable, se puede observar que el porcentaje de biomasa viable es cercano al 60% de un total de 63.3 g de biomasa que contenía el reactor.

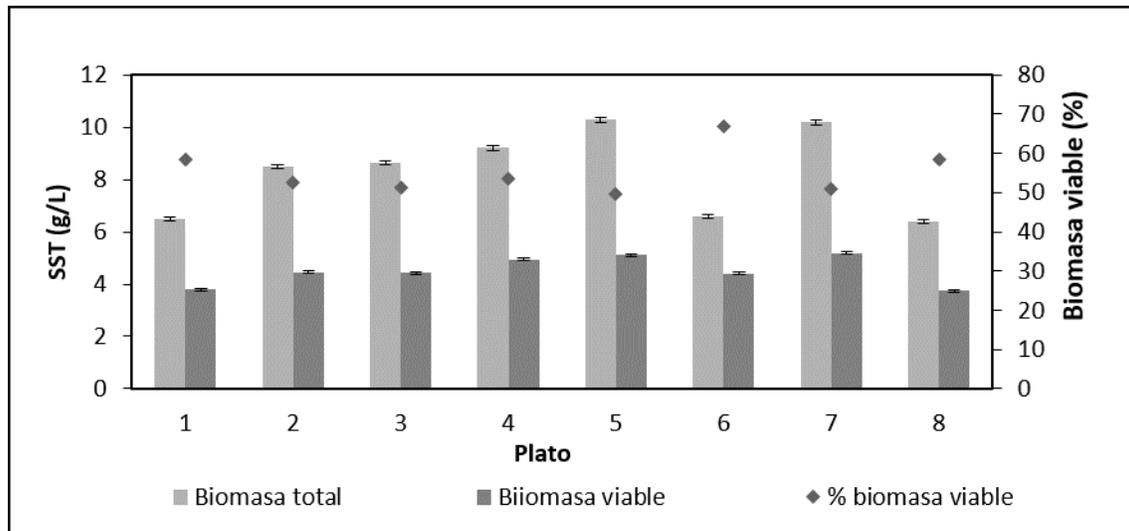


Figura 4.32. Porcentaje de biomasa activa en cada plato del reactor

Esta gran cantidad de biomasa activa 55% permitió aumentar la carga orgánica aplicada hasta 100 g fenol/[m² d] en la biopelícula, la gran cantidad de células en el reactor permitió una mayor capacidad de tratamiento en un menor volumen hasta 10 veces menor que un reactor convencional.

Comparación del RBPFT de platos y el MBBR

Se inoculó el MBBR con biomasa aclimatada para la degradación del fenol, posteriormente se operó de manera continua por un periodo de 21 días alimentando una carga superficial de 16.2 g fenol/[m² d], durante este periodo de estabilización el comportamiento del reactor fue estable, se observaron remociones cercanas al 100 %,

Se realizó la comparación de los dos reactores biológicos Por lo cual se obtuvieron los coeficientes de transferencia de oxígeno para el MBBR y se compararon con los obtenidos en el reactor por platos los resultados se muestran en la Figura 4.33, Los SSV se mantuvieron en el orden de 15 mg/L el nivel de oxígeno disuelto se mantuvo cercano a 6.4 mg O₂ /L.

Una vez que el reactor se mantuvo estable durante un periodo de 20 días se procedió a realizar las pruebas experimentales para evaluar los coeficientes de transferencia de masa, Se realizaron las mediciones oxígeno transferido (mgO_2/L) a diferentes intervalos de tiempo y a diferentes flujos de aire mediante el método de agotamiento.

Se calcularon los coeficientes de transferencia de masa $k_L a$ y se compararon con los obtenidos en el reactor de platos, los resultados se muestran en la Figura 4.33. Se observó que el coeficiente en el reactor de platos es mayor que en el MBBR, estos resultados se pueden atribuir a que las velocidades superficiales del aire dentro del reactor de platos son mayores (0.0088 a 0.12 m/s) comparados con el del MBBR (0.0014 a 0.021 m/s) al aumentar la velocidad dentro del reactor hay una mayor agitación como se vio en el apartado del tiempo de mezcla, por lo cual hay una disminución en la capa límite entre el gas y el líquido y esto favorece un incremento en el coeficiente $k_L a$.

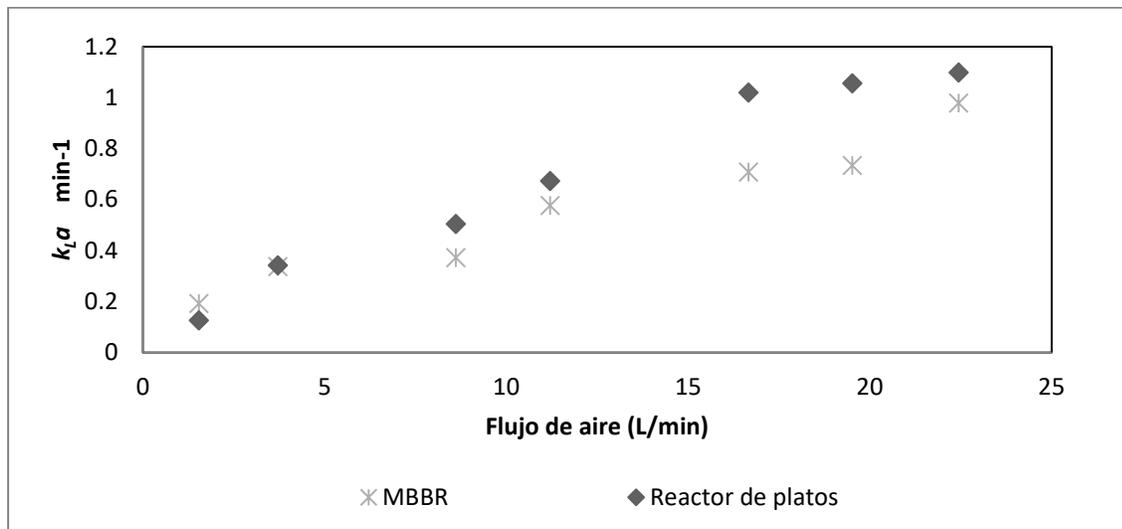


Figura 4.33. Comparación de los coeficientes de transferencia de masa en dos reactores que utilizan fibras no tejidas como soporte

Estos resultados son interesantes debido a que en el reactor de platos se pueden obtener coeficientes de transferencia de masa de 1.1 min^{-1} a un menor flujo de aire alimentado. Suministrar un menor volumen de aire en el reactor trae como consecuencia un menor consumo de energía, esto es una ventaja técnica con respecto al MBBR, el diseño del reactor por platos permite transferir mayores cantidades de oxígeno en un mismo volumen de agua.

Se operó el MBBR de manera discontinua para determinar las rapidezces aparentes de reacción a diferentes flujos de aire, para compararlos con los valores obtenidos en el reactor por platos, la Figura 4.34 muestra los resultados obtenidos. Se puede ver que el MBBR mejora la rapidez de reacción conforme se aumentó el flujo de aire tal como pasaba en el reactor por platos. Sin embargo, éste lo hace de una manera distinta, a un flujo de aire de 16.66 L/min se puede ver que hay una disminución en la velocidad aparente de reacción comparado con el reactor por platos. Cuando se aumenta el flujo de aire a 19.52 L/min el tiempo de reacción vuelve a ser similar al reactor por platos, visualmente se pudo observar que la agitación en el reactor se vuelve muy vigorosa al punto que las fibras se mueven de una forma caótica dentro del reactor.

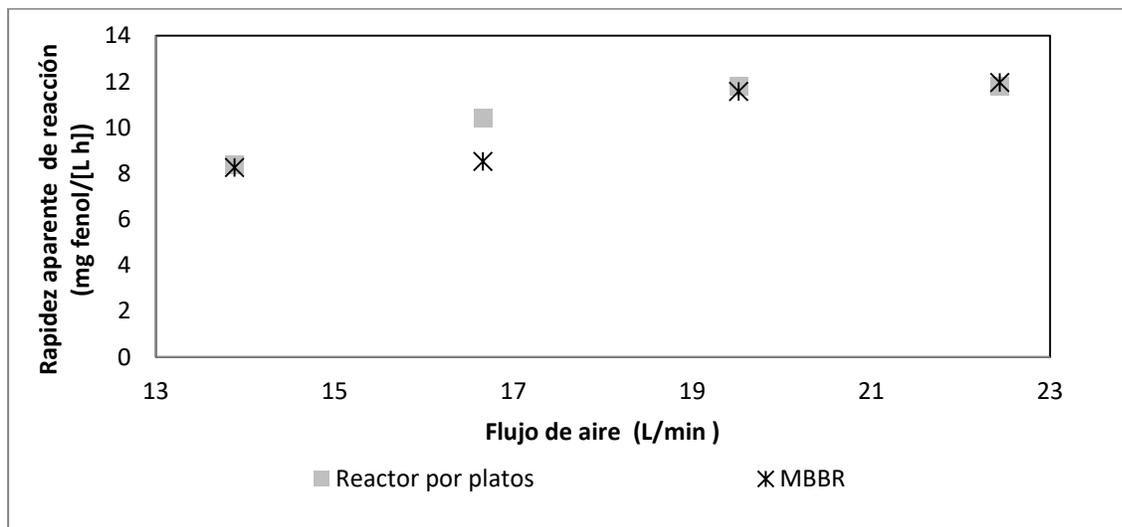


Figura 4.34. Comparación de la rapidez de reacción aparente de reacción entre el MBBR y el reactor por platos

Es importante mencionar que se presentaron problemas operacionales con el MBBR debido a que las fibras se enredaban unas con otras lo que hacía que éstas se movieran compactadas dentro del reactor lo que ocasionaba una disminución en el área de contacto, por lo cual se tenía que detener el sistema vaciar el empaque y separarlo, esto representa una desventaja ya que el vaciado del reactor a nivel industrial representaría un mantenimiento mayor.

Se operó el reactor MBBR a diferentes cargas orgánicas (13, 24, 34, 43, g fenol/m² d), durante un periodo de 60 días, se tuvieron las mismas condiciones de operación que en el reactor por platos los resultados se muestran en la figura 4.35. Los resultados mostraron que este tipo de sistema puede tratar cargas orgánicas de hasta 24 g fenol/[m² d] de una manera estable con cargas más elevadas los porcentajes de remoción caen y no es posible restablecer las remociones del 100% de fenol el oxígeno disuelto también cae hasta valores cercanos al 4%.

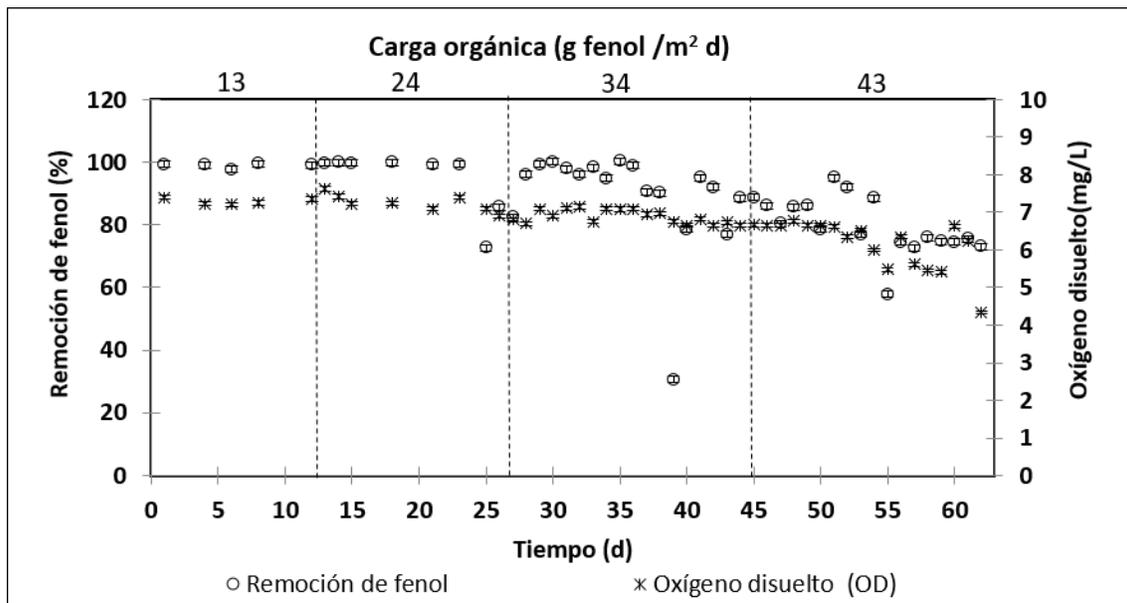


Figura 4.35. Operación del MBBR en continuo a diferentes cargas orgánicas superficiales

El RBPFT tiene ventajas significativas con respecto al MBBR, como primer punto permite la operación en continuo sin la necesidad de llevar a cabo algún mantenimiento o algún paro durante

su operación, mejoró considerablemente la transferencia de oxígeno en el líquido al alcanzar valores del $k_L a$ de 1.1 min^{-1} a menores flujos de aire esto permitió utilizar un menor flujo de aire para operarlo, el reactor por platos permitió tratar cargas orgánicas de $50 \text{ g fenol/[m}^2 \text{ d]}$ de una manera estable esto representa un 32 % más que el MBBR a las mismas condiciones de operación. Técnicamente el reactor por platos es una opción adecuada para el tratamiento de las aguas residuales que contienen compuestos tóxicos como el fenol su configuración permite incrementar el mezclado.

En literatura científica existen tecnologías consolidadas para el tratamiento de aguas residuales, estas tecnologías han sido probadas en diferentes países y regiones la Tabla 4.4 muestra una comparación:

Tabla 4.4. Cargas orgánicas aplicadas en diferentes tecnologías para el tratamiento de agua (WEF 2011)

Tecnología de biopelícula		Carga orgánica Superficial	Carga Orgánica Volumétrica	Remoción
		g DBO/m ² d	Kg DBO/m ³ d	%
MBBR*	Alta carga	>20	-----	75 a 80
	Normal carga	5 a 15	-----	80 a 90
	Baja carga	5	-----	98
Filtro biológico Aireado			1.5-6	90-65
Bio-discos		15-30	-----	65-90
Filtro percolador		20-39	0.32 a 0.96	50-75
Reactor biológico de lecho móvil (No tejido) **		13 a 43.0	5.91 a 16.48	80-99.9
Reactor biológico de platos fibrosos no tejidos **		32.54 a 263.0	14.31 a 100.8	86.8-99.9

Este trabajo**

Conclusiones

Inicialmente se estimaron los coeficientes cinéticos de un consorcio biológico mixto adaptado a la degradación de fenol, proveniente de una planta de tratamiento de aguas residuales, obteniéndose un coeficiente de rendimiento celular (Y) de 0.6821 mg SSV/mg fenol, el coeficiente de saturación media (K_s) fue de 26.2 mg/L y la tasa máxima de crecimiento específico (μ_{max}) fue de 0.33 h⁻¹, los cuales son similares a los reportados en la literatura.

Posteriormente se determinó la hidrodinámica del reactor biológico de platos fibrosos no tejidos, el régimen de flujo dentro del reactor del presente estudio se asemeja a un modelo matemático de tanque totalmente mezclado el modelo matemático tiene un coeficiente de correlación del 0.99936; el flujo de aire dentro del reactor tiene un efecto directo en el tiempo de mezcla que disminuye de 13 a 7min esto demuestra que hay una agitación más vigorosa dentro del reactor a mayor velocidades de aireación.

Por otro lado, se analizó el efecto en la transferencia de oxígeno en los reactores bilógicos estudiados a diferentes flujos de aire y se observó que el coeficiente en el reactor de platos es mayor que en el MBBR, por lo que estos resultados se pueden atribuir a que las velocidades superficiales del aire dentro del reactor de platos son mayores (0.0088 a 0.12 m/s) comparados con el del MBBR (0.0014 a 0.021 m/s) por lo cual al aumentar la velocidad de aireación dentro del reactor, más se incrementará el coeficiente de transferencia de masa en el reactor.

Así mismo, se estableció que la velocidad de aireación aplicada al RBPFNT afecta directamente los coeficientes de transferencia de masa externo (k_c), y la rapidez de reacción. De la misma manera se determinó que el coeficiente de transferencia de masa externo k_c en el reactor biológico aumentó de 3.67 E-05 a 2.68E-04 m/s, mientras que la rapidez de reacción aumentó de 8.37 a 11.79 mg phenol/Lh a velocidades de aireación de 0.080 0.129 m/s. Las mejores condiciones de degradación de fenol se llevaron a cabo a velocidades de aireación de 0.11 m/s.

El desprendimiento de la biomasa del soporte poroso no tejido se cuantificó y se observó que la concentración de SST en todas las corridas experimentales fue menor de 20 mg SST/L, este valor representa el 0.1% de la biomasa por lo cual se concluye que hay un desprendimiento mínimo de la biomasa del soporte a pesar de haber estado expuesta durante 8 horas a esfuerzos cortantes de 1.05 Pa que fueron desarrollados cuando se trabajó con el mayor flujo de aire (19.6 L/min). Por lo que se puede considerar que los espacios huecos del soporte no tejido (porosidad) sirve como una protección a las células que se encuentran dentro de sus porosidades, y que este material es útil para evitar el desprendimiento de la biomasa.

En otro orden de ideas, se comprobó la operación del RBPFNT en continuo y se observó que es estable a cargas orgánicas superficiales de 12.13 a 50 g fenol/m² día presentaba una operación estable, el oxígeno disuelto en el tanque fue 7.4. a 4.3 mg/L. por otro lado a cargas orgánicas superficiales mayores 60 g fenol/[m² d] el reactor sufre un déficit en la transferencia de oxígeno, lo cual se debe de tomar en cuenta para la modelación de la reacción el modelo matemático de Monod de doble sustrato limitante. El reactor por platos presenta un aumento de los coeficientes de transferencia de oxígeno con respecto a los obtenidos en el reactor MBBR, siendo estos de un 40% mayor en los flujos de 16.66L/min. El RBPFNT es estable en su operación tanto en forma discontinua como continua, en cuanto al tratamiento de cargas orgánicas en forma continua permite tratar un 34% más que un MBBR.

Finalmente, se evaluaron los reactores de biopelícula inmovilizada en un material plástico conocido técnicamente como material fibroso no tejido (no-woven), utilizando como influente soluciones sintéticas de fenol. Además se llevó acabo la comparación de dos tipos de configuraciones, biomasa inmovilizada en platos y biomasa móvil en cubos suspendidos tipo MBBR, este estudio concluye que la velocidad de aireación tiene un efecto directo en la agitación del sistema, en la transferencia de masa, en el desprendimiento de la biopelícula y en la rapidez

de reacción, mejorando de una forma positiva la remoción del contaminante modelo, por lo cual se acepta la hipótesis planteada en este trabajo.

Referencias

Referencias

1. Adav, S., Lee, D., Sho, W. and Tay, J., 2008. Aerobic granular sludge: Recent advances. *Biotechnology Advances*, Volumen 26, pp. 411-423.
2. Agarry, S. E., Solomon, B. O. and Layokun, S. K., 2008. Kinetics of batch microbial degradation of phenols by indigenous binary mixed culture of *Pseudomonas aeruginosa* and *Pseudomonas fluorescence*. *African Journal of Biotechnology*, 7(14), pp. 2417-2423.
3. Agency for Toxic Substances and Disease Registry (ATSDR), 2008. *Reseña toxicológica del fenol*, Atlanta: Departamento de salud y servicios humanos de EE.UU.
4. Aguilera, A., Souza-Egipsy, V. and San Martín-Úriz, P., 2008. Extraction of extracellular polymeric substances from extreme acidic microbial biofilms. *Appl Microbiol Biotechnol*, Volumen 78, p. 1079–1088.
5. APHA, WWA and WEF, 1998. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 20th ed. Washington: s.n.
6. Arrojo, B; Figueroa, M; Mosquera-Corral, A; Campos, J L and Méndez, R., 2008. Influence of gas flow-induced shear stress on the operation of the Anammox process in a SBR. *Chemosphere*, Issue 72, p. 1687–1693.
7. Artiga, P., Oyanedel, V., Garrido, J. M. and Méndez, R., 2005. An innovative biofilm-suspended biomass hybrid membrane bioreactor for wastewater treatment. *Desalination*, Volumen 179, pp. 171-179.
8. Bajaj, M., Gallert, C. and Winter, J., 2009. Phenol degradation kinetics of aerobic mixed culture. *Biochemical Engineering Journal*, Volumen 46, pp. 205-209.
9. Barrios-Martinez, A.; Barbot, E.; Marrot, B.; Moulin, P. and Roche, R., 2006. Degradation of synthetic phenol-containing wastewaters by MBR. *Journal of Membrane Science*, Volumen 281, p. 288–296.
10. Basha, K. M., Rajendran, A. and Thangavelu, V., 2010. Recent advances in the Biodegradation of Phenol: A review. *Asian journal of experimental biological sciences*, 1(2), pp. 219-234.
11. Borghei, S. M., Sharbatmaleki, M., Pourrezaie, P. and Borghei, G., 2007. Kinetics of organic removal in fixed-bed aerobic biological reactor. *Bioresource Technology*, Volumen 99, p. 1118–1124.
12. Branda, S., Vik, S., Friedman, L. and Kolter, R., 2005. Biofilms: the matrix revisited. *Trends in Microbiology*, 13(1), pp. 20-26.
13. Carberry, J. J., 2001. *Chemical and catalytic reaction engineering*. New York: Dover.
14. Characklis, W. G. and Marshall, K. C., 1990. *Biofilms*. New York: John Wiley and Sons; Inc.
15. Chen, Y., Yu, J., Xu, H. and Chen, Y., 2009. Oxygen transfer and hydrodynamics in a flexible fibre biofilm reactor for wastewater treatment. *Chinese Journal of Chemical Engineering*, 17(5), pp. 879-882.
16. Choi, Y. C. and Morgenroth, E., 2003. Monitoring biofilm detachment under dynamic changes inshear stress using laser-based particle size analysis andmass fractionation. *Water Science and Technology*, 47 (5), pp. 69-76 .
17. Coulson, J. M. and Richardson, J. F., 1979. *Ingeniería química*. s.l.:Editorial Reverté.
18. Dean, J. A., 2000. *Lange's handbook of chemistry*, 15th ed. New York: Mc Graw-hill.

19. Eberl, H.; Morgenroth, E.; Noguera, D.; Picioreanu, C.; Rittmann, C.; M., Van Loosdrecht and Wanner, O., 2006. IWA Task Group on Biofilm: Modeling, mathematical modeling of biofilms, Scientific and technical report No18, Hove: IWA publishing.
20. El-Naas, M. H., Al-Muhtaseb, S. A. and Makhlof, S., 2009. Biodegradation of phenol by *Pseudomonas putida* immobilized in polyvinylalcohol (PVA) gel. *Journal of Hazardous Materials*, Volumen 164, p. 720–725.
21. Environmental Protection Agency (EPA), 2000. Toxicological Review Phenol, Washington D.C.: Environmental Protection Agency.
22. Environmental Protection Agency (EPA), 2008. Emerging Technologies for Wastewater Treatment and In-Plant Wet Weather Management. Washington, D.C.: Parsons Corporation.
23. Evans, I. V., 2000. Biofilms: recent advances in their study and control. 1st ed. s.l.:Harwood Academic Publishers.
24. Fang, H. H., Liang, D. W., Zhang, T. and Liu, Y., 2006. Anaerobic treatment of phenol in wastewater under thermophilic condition. *Water research*, Volumen 40 , p. 427– 434.
25. Feng, Q; Yuxiao, W; Wang, T; Zheng, H; Chu, L; Zhang, C; Chen, H; Kong, X and Xing, X H, 2012. Effects of packing rates of cubic-shaped polyurethane foam carriers on the microbial community and the removal of organics and nitrogen in moving bed biofilm reactors. *Bioresource Technology*, Volumen 117, p. 201–207.
26. Froment, G. F. and Bischoff, K. B., 1979. Chemical reactor analysis and design. New York: John Wiley and Sons Inc.
27. Garcia-Ochoa, F. and Gomez, E., 2009. Bioreactor scale-up and oxygen transfer rate in microbial processes: An overview. *Biotechnology Advances*, Volumen 27, pp. 153-176.
28. Giacomán-Vallejos, G. y otros, 2003. Análisis de la hidrodinámica de un reactor de flujo pistón. *Ingeniería*, pp. 7-19.
29. Gómez-De Jesús, A; Romano-Baez, F. J.; Leyva-Amezcuca, L; Juárez-Ramírez, C; Ruiz-Ordaz, N and Galíndez-Mayer, J 2009. Biodegradation of 2,4,6-trichlorophenol in a packed-bed biofilm reactor equipped with an internal net draft tube riser for aeration and liquid circulation. *Journal of Hazardous Materials*, Volume 161, pp. 1140-1149.
30. González-Brambila, M. and López-Isunza, F., 2007. Transporte de masa y reacción en una biopelícula. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 6(2), pp. 127-136.
31. González-Brambila, M. and López-Isunza, F., 2008. Comportamiento de un reactor de biopelícula para tratamiento de agua residual a diferentes velocidades de flujo. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 7(3), pp. 183-193.
32. Guo, W., Ngo, H., Dharmawan, F. and Gay P, C., 2010. Roles of polyurethane foam in aerobic moving and fixed bed bioreactors. *Bioresource Technology*, Volumen 101, p. 1435–1439.
33. Guwy, A. J., Martin, S. R., Hawkes, F. R. and Hawkes, D. L., 1999. Catalase activity measurements in suspended aerobic biomass and soil samples. *Enzyme and microbial technology*, Volumen 25, p. 669 676.
34. Holland, F. A. and Bragg, R., 2002. Fluid Flow for Chemical Engineers. 2nd ed. Wobum: Butterworth-Heinemann.
35. Hutten, I., 2007. Handbook of Non-Woven Filter Media. s.l. :Elsevier Science and Technology Books.
36. Jajuee, B., Margaritis, A., Karamanev, B. and Bergoug, M. A., 2007. 38. Kinetics of biodegradation of p-Xylene and naphthalene and oxygen transfer in a novel airlift immobilized bioreactor. *Biotechnology and Bioengineering*, 96(2), pp. 1-10.
37. Katoh, S. and Yoshida, F., 2009. Biochemical engineering: A textbook for engineers, chemists and biologists. s.l WILEY-VCH, Verlag GmbH and Co. KGaA,.

38. Khoshfetrat, A. B., Nikakhtari, H., Sadeghifar, M. and Khatibi, M. S., 2011. Influence of organic loading and aeration rates on performance of a lab-scale upflow aerated submerged fixed-film bioreactor. *Process safety and environmental protection*, pp. 193-197.
39. Kilonzo, P. M., Margaritis, A. and Bergougnou, M. A., 2010. Hydrodynamics and mass transfer characteristics in an inverse internal loop airlift-driven fibrous-bed bioreactor. *Chemical Engineering Journal* 1, Volumen 57, p. 146–160.
40. Kim, H., Yeon, K. and Lee, C., 2006. Biofilm structure and extracellular polymeric substance in low and high dissolved oxygen membrane bioreactors. *Separation Science and Technology*, Volumen 41, pp. 1213-1230.
41. Kuehn, M.; Hausner, M; Bungartz, H; Wagner, M.; Wilderer, P. A. and Wuertz, S., 1998. Automated confocal laser scanning microscopy and semiautomated image processing for analysis of biofilms. *Applied and environmental microbiology*, 64(11), pp. 4115-4127.
42. Lawrence, J. R., Wolfaadt, G. M. and Korber, D. R., 1994. Determination of diffusion coefficients in biofilms by confocal laser microscopy. *Applied and environmental microbiology*, 60(4), pp. 1166-1173.
43. Levenspiel, O., 2004. *Chemical reaction engineering*. 3 ed. s.l.:Wiley and Sons.
44. Liu, Y. and Tay, J. H., 2002. The essential role of hydrodynamic shear force in the formation of biofilm and granular sludge. *Water Research*, Volumen 36, pp. 1653-1665.
45. Mamma, D.; Kalogeris, E.; Papadopoulos, N.; Hatzinikolaou, D. G.; Christakopoulos, P. and Kekos, D., 2004. Biodegradation of phenol by acclimatized *Pseudomonas putida* cells Using Glucose as an added growth substrate. *Journal of environmental science and health*, 39(No. 8), p. 2093–2104.
46. Mandigan, M. T., Martinko, J. and Parker, J., 2004. *Brook: Biología de los microorganismos*. s.l.:Pearson Prentice Hall, 10th edición, pp. 1011.
47. Mara, D. and Horan, N., 2003. *Handbook of Water and Wastewater Microbiology*. London: Academic Press.
48. Melo, L. F. and Vieira M., M. J., 1999. Physical stability and biological activity of biofilms under turbulent flow and low substrate concentration. *Bioprocess and Biosystems Engineering*, 20(4), pp. 363-368.
49. Mkandawire, M.; Förster, J.; Fiedler, D; Böttcher, H. and Pompe, W., 2009. Spectrophotometric verification of biodegradation of phenol in a flow dynamic biocers-based bioreactor system. *International Journal of Environmental Analytical Chemistry*, 89(7), pp. 529-541.
50. Moser, A., 1988. *Bioprocess technology, kinetics and reactors*. s.l.:Springer- Verlag.
51. Muhamad, M. H., Abdullah, S. S., Hasan, H. A. and Rahim, R. A. A., 2015. Comparison of the efficiencies of attached- versus suspended-growth SBR systems in the treatment of recycled paper mill wastewater. *Journal of Environmental Management*, Volumen 163, pp. 115-124.
52. Najafpour, D. G., 2007. *Biochemical engineering and biotechnology*. The Netherlands Amsterdam: Elsevier.
53. Özbek, B. O. and Gayik, S., 2001. The studies on the oxygen mass transfer coefficient in a bioreactor. *Process Biochemistry*, Volumen 36, p. 729–741.
54. Pan, L. A., Masayoshi, T. and Kaneo, C., 2009. Degradation of phenol by the collapse of microbubbles. *Chemosphere*, Volumen 75, p. 1371–1375.
55. Paul, E.; Ochoa, J. C.; Pechaud, Y.; Liu, Y. and Line, A., 2012. Effect of shear stress and growth conditions on detachment and physical properties of biofilms. *water research*, Volumen 46, pp. 5499-5508.

56. Pérez, A. and Torres, P., 2008. Evaluación del comportamiento hidrodinámico como herramienta para optimización de reactores anaerobios de crecimiento en medio fijo. Revista. Facultad de Ingeniería. Universidad Antioquia, Issue 45, pp. 27-40.
57. Pérez, A. and Torres, P., 2008. Evaluación del comportamiento hidrodinámico como herramienta para optimización de reactores anaerobios de crecimiento en medio fijo. Rev. Fac. Ing. Univ. Antioquia, Issue 45, pp. 27-40.
58. Pirdashti, M. and Kompany, R., 2009. Effects of height to diameter ratio and aeration rate on liquid mixing and hydrodynamic properties in a bubble column. Iranian Journal of Chemical Engineering, 6(3), pp. 46-56.
59. Pishgar, R.; Najafpour, G.; Neya, B. N.; Mousavi, N. and Bakhshi, Z., 2011. Anaerobic biodegradation of phenol: Comparative study of free and Immobilized Growth. Iranica Journal of Energy and Environment, 2(4), pp. 348-355.
60. Poznyak, T., Tapia, R., Vivero, J. and Chaires, I., 2006. Effect of pH to the decomposition of aqueous phenols mixture by ozone. Journal of the Mexican Chemical Society, Volumen 50, pp. 28-35.
61. Ramalho, R. S., 2003. Tratamiento de aguas residuales. s.l.:Reverte.
62. Reichert, P., 1995. Design techniques of a computer program for the identification of processes and the simulation of water quality in aquatic systems. Environmental Software. Environmental Software, Volumen 10, p. 199–210.
63. Reichert, P., 1998(a). AQUASIM 2.0 Tutorial, Switzerland: Swiss Federal Institute for Environmental Science and Technology (EAWAG).
64. Reichert, P., 1998(b). AQUASIM 2.0 User Manual, Switzerland: Swiss Federal Institute for Environmental Science and Technology (EAWAG).
65. Richardson, J. F., Harker, J. H. and Backhurst, J., 2002. Coulson and Richardson's, Chemical engineering: Particle technology and separation processes. 5th ed. s.l.:Butterworth-Heinemann.
66. Rodríguez, A. and Torres, C., 2001. Evaluación de la capacidad degradadora de fenol por Pseudomonas fluorescens P4 inmovilizada en soportes orgánicos para el desarrollo posterior de un sistema bioanalítico. Bogotá: Pontificia Universidad Javeriana, Facultad de Ciencias Básicas.
67. Russell, S. J., 2007. Handbook of nonwovens, Woodhead Publishing Limited in association with The Textile Institute. 1 ed. s.l.:Woodhead Publishing Limited, Abington Hall.
68. Sánchez Pérez, J. A.; Rodríguez Porcel, E. M.; Casas López, J. L.; Fernández Sevilla, J. M. and Chisti, Y., 2006. Shear rate in stirred tank and bubble column bioreactors. Chemical Engineering Journal, Volumen 124, pp. 1-5.
69. Santos, A.; Yustos, P.; Quintanilla, A.; Rodriguez, S. and García-Ochoa, F., 2002. Route of the catalytic oxidation of phenol in aqueous phase. Applied Catalysis Environmental, Volumen 39, p. 97–113.
70. Schlegel, H., 1997. Microbiología general. Barcelona: Ediciones Omega.
71. Singh, S., Bahadur, B. S. and Chandra, R., 2009. Biodegradation of phenol in batch culture by pure and mixed strains of paenibacillus sp. and bacillus cereus. Polish Journal of Microbiology, 58(4), p. 319 325.
72. Stewart, P. S., 2003. Diffusion in Biofilms. Journal of bacteriology, 185(5), pp. 1485-1491.
74. Sutherland, I. W., 2001. Biofilm exopolysaccharides: a strong and sticky. Microbiology, Volumen 147, p. 3–9.

75. Tavares, C. R. G., Sant'Anna, G. L. and Capdeville, B., 1995. The effect of air superficial velocity on biofilm accumulation in a three-phase fluidized-bed reactor. *Water Research*, 29(10), pp. 2293-2298.
76. Tchobanoglous, F. L. and Stensel, H. D., 1991. *Metcalf and Eddy, Inc.; Wastewater engineering treatment, disposal and reuse*. New York: Mc Graw Hill.
77. Tizghadam, M., Dagot, C. and Baud, M., 2008. Wastewater treatment in a hybrid activated sludge baffled reactor. *Journal of Hazardous Materials*, Volumen 154, p. 550–557.
78. Treybal, R. E., 1980. *Operaciones de transferencia de masa*. 2da ed. New York: Mc Graw Hill.
79. Valdivia-Soto, C. A., 2005. *Tratamiento de aguas residuales municipales utilizando tres diferentes medios de soporte en lechos empacados*. Distrito Federal: Instituto de ingeniería, UNAM.
80. Voet, D., Voet, J. and Pratt, C., 2007. *Fundamentos de bioquímica: La vida a nivel molecular*. 2 ed. s.l. :Médica Panamericana .
81. Water Environment Federation, 2011. *Biofilm reactors*, WEF Manual of Practice No. 35. New York: McGraw-Hill.
82. Wiesmann U., S. I. D. E., 2007. *Fundamentals of biological Wastewater Treatment*. s.l.:WILEY-VCH Verlag GmbH and Co. KGaA, Weinheim.