



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE QUÍMICA

**DEPURACIÓN DE AGUAS DESFLEMADAS
MEDIANTE UN REACTOR BIOLÓGICO AEROBIO
DE LECHO FLUIDIZADO**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERA QUÍMICA

P R E S E N T A

TORRES CHÁVEZ ISIS ALEJANDRA



MÉXICO, D. F.

2009



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: María del Carmen Durán Domínguez
VOCAL: Juan José Ruiz López
SECRETARIO: María Rafaela Gutiérrez Lara
1er. SUPLENTE: Fulvio Mendoza Rosas
2do. SUPLENTE: Sergio Adrián García González

SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA:

Laboratorio 301, Edificio E, Facultad de Química, Ciudad
Universitaria.

ASESOR DEL TEMA:

M. en I. María Rafaela
Gutiérrez Lara

SUPERVISOR TÉCNICO:

M. en I. Sergio Adrián
García González

SUSTENTANTE:

Isis Alejandra Torres
Chávez



AGRADECIMIENTOS

A la UNAM por ser mi casa durante 5 años, por mi raza hablará el espíritu.

Al la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) PAPIIT IN106009-2 de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) por el apoyo financiero.

A la Maestra Rafaela Gutiérrez Lara, que fue en gran medida la impulsora para culminar este trabajo, junto con el maestro Sergio García, Nora y Luz, por el apoyo experimental.

A mis profesores Armando Marín, Eugenia Corvera y Barragán por la formación académica. A la Dra. Durán por las correcciones y el tiempo.

A la familia Torres, en especial a mi Tía Juanita por abrirme las puertas de su hogar. A mis primos Erik y Mico, a Xa'lly. Marichuy por soportarme.

A la familia Chávez, por ser una gran familia aunque todos estén en diferentes partes, en especial a mis primos Pepe y Migue que los quiero mucho.

A Benja, Leo, Irina y Amalia por la amistad en el laboratorio, a Tona super freak por la amistad y las distracciones. A Flor y Chino por ayudarme en las pruebas del laboratorio. A todos mis cuates de primer semestre SADAPI, grupo 4, generación 2004, por darme la fortaleza para seguir y creer en mí, Serch, Tesoro, Estercita, Sussy, Carlitos, Joe, Uriel, Daniel, Woody, Efra, Aquiles, Marlene, Bety, Flaca, Hebel, Sue, Aimee y Joaquín. También a los equipos representativos de fútbol y basquetbol, al Robert, Bob, Sarai, Dulce, Tania, Josefina, Luz, Ely, Mariana, Ericka, Pera, Viridiana, Naye y Clau. A Memex, Marce y Viris que me apoyaron en el laboratorio de fenómenos de superficie. Al Riquelmex, Julio, Bere Rico, Frijol, Hector y Dieguis por la amistad. A los compañeros ingenieros Isra, Tanis, Clicka, Manolo, Juliana, Pelush y Rodrigo. A Philipp por llegar a mi vida. A todos ustedes por ser parte de mí y dejarme aprender de ustedes como personas.



DEDICATORIAS

A mis padres Gloria Luz Chávez y M. Leonardo Torres Díaz, por darme la oportunidad de nacer, crecer y desarrollarme dentro de su ceno familiar. Porque me brindan consejos que nunca se olvidan y siempre están presentes en mí. Por darme todas las oportunidades que se le puede dar a un hijo. Cerramos este ciclo juntos. Gracias los quiero y los amo.

A Rodrigo y Zazil Torres Chávez por las alegrías, consejos, discusiones, risas etc. Que sean mis hermanos es lo más grandioso en esta vida. Los quiero muchísimo. Ro para mi tu eres el mejor ejemplo de cómo nuestro carácter nos saca adelante de todas las situaciones difíciles, me enseñas muchas cosas Dui. Chachis gracias por escucharme y aconsejarme, valoro mucho el que estés lejos de nosotros, te extrañamos pero yo se que te espera mucho éxito.

A Techí por su gran cariño hacia mi y yo hacia ti, Mayte porque me apoyaste varias ocasiones y en muchas cosas.

A mi abuelo Gabriel Torres Alonso por formar esta maravillosa familia, así como al abuelo Narciso Chávez Mejía por la gran alegría que brinda en mi vida y hacernos fuertes como personas. Los dos son un gran ejemplo de vida los quiero mucho.

A Xany Jiménez Albarrán, porque tu fortaleza, sencillez, amabilidad, dedicación y sacrificio me inspiran y haces que nuestra amistad siga y perdure hasta el final. Tenerte como amiga es un gran golpe de suerte. Te quiero mucho radio bamba. Tu amistad no tiene ningún precio rasta, eres muy especial para mi.

A Vero, eres para mi una gran amiga que compartimos miles y millones de risas, locuras y vivencias. Brench, compartir contigo una parte de mi vida hace que siempre se dibuje en mi una sonrisa. Valoro mucho el conocerlas, las quiero siempre.

A mis amigos Alfred, Andy, Bibi, Bobo, Heber y Kika, gracias porque hicimos una gran amistad, que ojala y perdure por mucho tiempo. Aprendí de las diferentes personalidades y pensamientos de cada uno de ustedes, les tengo gran aprecio.

A Laura Segoviano por ser una gran amiga y abrirme las puertas de su casa, te tengo en un lugar especial en mi corazón. A mi amigo Rodrigo Santín por ser una gran persona.



En memoria

*Teresa López Pastrana
Jesús Chávez Mejía
Esperanza Díaz
Comparto este logro
aunque ya no estén presentes.*



RESUMEN

Título: Depuración de aguas desfleadas mediante un reactor biológico aerobio de lecho fluidizado¹.

Experimentación: Mediante un reactor continuo de tanque agitado, RCTA, se realizó el desarrollo de microorganismos y su aclimatación al fenol. Utilizando este reactor se llevó a cabo la deposición de los microorganismos en el soporte, sumergiéndolo. Al soporte (piedra pómez) se le realizaron pruebas microscópicas mediante microscopía electrónica de barrido, MEB, para observar la biopelícula formada. Se hicieron pruebas en un reactor discontinuo (RD) con microorganismos aclimatados y aguas desfleadas y se midieron parámetros como demanda química de oxígeno (DQO), carbono orgánico disuelto (COD) y fenoles, estableciendo cinéticas de degradación donde se determinó el tiempo de residencia hidráulica, TRH. Se operó el reactor biológico de lecho fluidificado aerobio (RBLF), con un TRH de 24 horas, con el soporte y aguas desfleadas midiendo los mismos parámetros empleados en el reactor discontinuo (DQO, COD y fenoles) y estableciendo también cinéticas de degradación.

Resultados y análisis de resultados: Las aguas desfleadas procedentes de la Refinería Miguel Hidalgo, en Tula, Hidalgo, México, presentan una concentración de fenoles de 83 mg/L, una concentración inicial de DQO de 278 mg/L y de 116.4 mg COD /L. Mediante la aclimatación al fenol y la deposición de los microorganismos en el soporte se lograron en el RBLF remociones máximas de DQO, de COD y de fenoles del 83, 76 y 86%, respectivamente, en un tiempo de 8 horas.

Conclusiones y recomendaciones: El desarrollo de la aclimatación de los microorganismos al fenol permitió la remoción de este contaminante, presentando una disminución en la concentración de las aguas desfleadas. Se logró, mediante la operación del reactor discontinuo establecer el tiempo de residencia hidráulica, TRH, de 24 h y con este valor se fijó el flujo de entrada de las aguas desfleadas en el RBLF (0.15 L/h). Mediante la variación en la entrada de aire y el soporte colonizado se logró la fluidificación. Con esta entrada de aire se mantuvo un flujo de aire de 2.33 L/min. Finalmente, el efluente tratado en el RBLF presenta concentraciones apropiadas para ser reutilizado en torres de enfriamiento. Dentro de las recomendaciones, se plantea la identificación del tipo de colonias de microorganismos desarrollados en la biopelícula, la realización de pruebas con otros tipos de soportes porosos o darle un pretratamiento para garantizar la fijación de la biopelícula sin que los esfuerzos cortantes provocados por la aireación la desprendieran y, por último, el mejoramiento de la difusión del aire alimentado para lograr burbujas más pequeñas que reduzcan los esfuerzos cortantes sobre la biopelícula.

¹ La palabra *fluidizado* no existe según la Real Academia Española. La palabra correcta es *fluidificado*. Debido a motivos de registro del título de la tesis no fue posible cambiar esta palabra, pero durante el desarrollo del texto se utilizará *fluidificado*.



ÍNDICE DE CAPÍTULOS

1	PROBLEMÁTICA	13
1.1	Introducción.....	13
1.2	Objetivo general	15
1.3	Objetivos particulares	15
1.4	Hipótesis.....	15
2	ANTECEDENTES	17
2.1	Aguas desfleamadas	17
2.1.1	Fuentes de generación de aguas amargas	17
2.1.2	Descripción del proceso de desorción de aguas amargas.....	18
2.1.3	Composición de aguas amargas	20
2.1.4	Composición de los efluentes de la planta de tratamiento de aguas amargas	20
2.2	Compuestos fenólicos	21
2.2.1	Definición	21
2.2.3	Tratamientos biológicos de compuestos aromáticos	23
2.3	Procesos biológicos	23
2.3.1	Proceso biológico con biomasa aerobia o anaerobia	25
2.3.2	Degradación biológica anaerobia.....	26
2.3.3	Degradación biológica aerobia.....	27
2.4	Biopelícula	31
2.4.1	Formación de la biopelícula en el soporte	32
2.4.2	Desarrollo microbiano en la biopelícula.....	34
3	METODOLOGÍA	37
3.1	Metodología experimental	37
3.1.1	Desarrollo y aclimatación de la biomasa en un reactor continuo	38
3.1.2	Caracterización de aguas desfleamadas.....	40
3.1.3	Determinación de la F/M, TRH, flujo de alimentación y de aireación	41
3.1.4	Elección del soporte.....	42
3.1.5	Arranque y pruebas en el reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF).....	43
4	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
4.1	Caracterización de las aguas desfleamadas	45
4.2	Caracterización de la biomasa	46
4.2.1	Aclimatación de la biomasa al fenol.....	47
4.2.2	Elección del soporte.....	48
4.2.2	Desarrollo de la biopelícula	49
4.2.3	Determinación del flujo de aire	49
4.3	Determinación de F/M, TRH, flujo de alimentación y resultados del RD	51
4.4	Pruebas de remoción en reactor biológico de lecho fluidificado	53
4.5	Biopelícula del soporte	55
4.6	Pruebas de calidad del agua tratada	57



5	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	59
5.1	Conclusiones	59
5.2	Recomendaciones a futuros trabajos.....	60
	ANEXOS	62
	ANEXO A.1	62
A.1.1	Técnicas utilizadas para determinar calidad del agua	62
	ANEXO A.2	71
A.2.1	Determinación de las características del soporte mediante ecuación de BET	71
	ANEXO A.3	74
A.3.1	Pretratamiento por punto crítico, especial para muestras microbianas, desarrollado en el Instituto de Fisiología Celular de la UNAM.....	74
	ANEXO A.4	75
A.4.1	Límites de calidad recomendados para agua de enfriamiento	75
	ANEXO A.5	76
A.5.1	Fotografías del RBLF	76
	ANEXO A.6	78
A.6.1	Cálculos realizados para la realización de la experimentación	78



ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1. Composición de las aguas amargas antes de entrar la planta de tratamiento (PEMEX, Refinación, 2005)</i>	<i>20</i>
<i>Tabla 2. Composición de las aguas desflemadas procedentes de la torre desorbedora de aguas amargas (PEMEX, Refinación, 2005).....</i>	<i>20</i>
<i>Tabla 3. Composición del gas ácido procedente de la torre desorbedora de aguas amargas (PEMEX, Refinación, 2005).....</i>	<i>21</i>
<i>Tabla 4. Clasificación de los microorganismos con base en su fuente de energía y de carbono (Metcalf y Eddy, 2000)</i>	<i>26</i>
<i>Tabla 5. Distintos arreglos de reactores aerobios (Doble y Kumar, 2005)</i>	<i>31</i>
<i>Tabla 6. Tabla de concentraciones para la aclimatación de la biomasa</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 7. Composición de medio mineral (Lazcano-Arriola et al., 2003)</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 8. Técnicas utilizadas para la caracterización de las aguas desflemadas.....</i>	<i>40</i>
<i>Tabla 9. Caracterización del agua desflemada.....</i>	<i>45</i>
<i>Tabla 10. Resultados de la prueba de sólidos del RCTA.....</i>	<i>47</i>
<i>Tabla 11. Características físicas de la piedra pómez como soporte</i>	<i>49</i>
<i>Tabla 12. Resultados analíticos obtenidos del reactor discontinuo, RD.....</i>	<i>51</i>
<i>Tabla 13. Condiciones de operación RBLF</i>	<i>53</i>
<i>Tabla 14. Resultados de la remoción del RBLF</i>	<i>54</i>
<i>Tabla 15. Desprendimiento de biopelícula en el soporte.....</i>	<i>56</i>
<i>Tabla 16. Comparación del agua desflemada con el agua tratada para los dos reactores</i>	<i>57</i>



ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1. Esquema de proceso de tratamiento de aguas amargas y salida de aguas desfleamadas</i>	<i>19</i>
<i>Figura 2. Transporte de electrones en la respiración o degradación aerobia (Carrillo, 2003)</i>	<i>25</i>
<i>Figura 3. Biodegradación aerobia (Doble y Kumar, 2005).....</i>	<i>29</i>
<i>Figura 4. Representación de la biopelícula (aerobia y anaerobia) sobre el medio de soporte sólido y la transformación de la materia orgánica en ella.....</i>	<i>33</i>
<i>Figura 5. Curva de desarrollo bacteriano en términos de número de bacterias (Metcalf y Eddy, 2000).....</i>	<i>36</i>
<i>Figura 6. Estructura de la experimentación</i>	<i>37</i>
<i>Figura 7. Arreglo del RD para las pruebas para determinar TRH.....</i>	<i>41</i>
<i>Figura 8. Arreglo del reactor biológico de lecho fluidificado, RBLF, con el medio de soporte de los microorganismos (piedra pómez)</i>	<i>44</i>
<i>Figura 9. Remoción de contaminantes durante la aclimatación de los microorganismos del RCTA durante los primeros 22 días.....</i>	<i>47</i>
<i>Figura 11. Fotografía de la superficie de la piedra pómez mediante MEB.....</i>	<i>48</i>
<i>Figura 12. Fotografías de piedra pómez con biopelícula por MEB.....</i>	<i>50</i>
<i>Figura 13. Remoción de contaminantes en el RD en 24 horas</i>	<i>52</i>
<i>Figura 14. Representación de la remoción de contaminantes en el RBLF</i>	<i>54</i>
<i>Figura 15. Representación gráfica del desprendimiento de la biopelícula.....</i>	<i>56</i>



GLOSARIO DE TÉRMINOS

BET	Brunauer, Emmett y Teller
Ca	Calcio
Cl	Cloro
Co	Cobalto
COD	Carbono orgánico disuelto
Cu	Cobre
C.U.	Ciudad Universitaria (instalaciones principales de la UNAM)
DEA	Dietilamina
DQO	Demanda química de oxígeno
DOF	Diario Oficial de la Feredarción
EEUU	Estados Unidos (en ocasiones conocidos como de América, aunque el nombre oficial es solamente Estados Unidos)
EPRI	Electric Power Research Institute
Eucariotas (eucariontes)	Organismo uni- o multicelular cuyas células poseen un núcleo limitado por una membrana nuclear, se dividen por mitosis y pueden entrar en meiosis.
Fe	Hierro
F/M	Relación alimento-microorganismos por sus siglas en inglés (Feed/Microorganisms)
INE	Instituto Nacional de Ecología
H ₂ S	Ácido sulfhídrico
HDS	Planta hidrodeshulfuradora
K	Potasio
MEB	Microscopía electrónica de barrido,
Mg	Magnesio
Mn	Manganeso
Mo	Molibdeno
N	Nitrógeno
Na	Sodio
NH ₃	Amoniaco
Ni	Níquel
OSHA	Administración de Salud y Seguridad Ocupacional por sus iniciales en inglés (<i>Occupational Safety and Health Administration</i>)
P	Fósforo
PEMEX	Petróleos Mexicanos
Procariotas (procariontes)	Organismos cuyas células poseen un sólo cromosoma y no existe una membrana que lo aisle del citoplasma, por lo que carece de núcleo celular.
RBLF	Reactor biológico de lecho fluidificado
RD	Reactor discontinuo
RCTA	Reactor continuo de tanque agitado
S	Azufre
Se	Selenio
SST	Sólidos suspendidos totales



SSV	Sólidos suspendidos volátiles
SVT	Sólidos volátiles totales
TRH	Tiempo de residencia hidráulico
UE	Unión Europea
UNAM	Universidad Nacional Autónoma de México
USEPA	Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos por sus siglas en inglés (<i>United States Environmental Protection Agency</i>)
V _{agua tratada}	Volumen de agua tratada en el RD
VFA	Ácidos grasos volátiles por sus siglas en inglés (<i>Volatile Fatty Acids</i>)
V	Vanadio
W	Volframio
Zn	Zinc



1 PROBLEMÁTICA

1.1 *Introducción*

La industria reviste una enorme importancia para México ya que ha sido en gran medida la impulsora de la urbanización del país, favoreciendo el surgimiento de un sector de servicios que ha consolidado a las metrópolis y ciudades medias. No obstante, ello le exige superar sus límites y responder a los nuevos retos que le plantean las demandas de la sociedad por un ambiente y una economía sustentables, capaces de sostener niveles de bienestar (INE, 2005). También utiliza materias primas, energía, capital y trabajo humano para generar bienes socialmente deseables; pero también, sus procesos productivos arrojan al ambiente subproductos indeseables para los cuales, generalmente, no hay precios positivos ni mercados. Entre ellos están las emisiones de contaminantes a la atmósfera, las descargas de aguas residuales y los residuos peligrosos y no peligrosos.

Una de las grandes empresas que han contribuido en gran parte con el desarrollo industrial de México es, sin duda alguna, Petróleos Mexicanos (PEMEX); empresa paraestatal que además de proveer de recursos energéticos al territorio nacional, se ha preocupado en los últimos años por mantener una buena imagen y una mejora en cuestión de los requerimientos ambientales que demanda nuestro planeta. Durante los años 2006 y 2007 se tuvo una diferencia en la cantidad de consumo de agua de hasta 4 m³/ año, debido al gran compromiso de esta gran empresa hacia la sociedad. La utilización masiva de agua para el procesamiento del petróleo trae como consecuencia la contaminación de las aguas. Debido a que la refinación del petróleo consume, en promedio, 18 L de agua por barril de petróleo crudo (*PEMEX Refinación, 2005*), es importante crear opciones para seguir disminuyendo el consumo de agua, pudiendo implantar nuevas formas de ahorro de agua. Dentro de la refinación del petróleo existen procesos cuyos efluentes acuosos están altamente contaminados. Uno de ellos son las aguas conocidas como desfleadas, las cuales corresponden al efluente proveniente



del proceso de desorción del sulfuro de hidrógeno y del amoníaco dentro del proceso de refinación y que contiene altas concentraciones de fenol y de material disuelto que puede ser medido como demanda química de oxígeno (DQO). La remoción de los fenoles presentes en aguas residuales industriales tiene gran importancia ambiental debido a su alto grado de toxicidad y su impacto ambiental negativo. Los compuestos fenólicos presentes en agua son altamente riesgosos para el medio acuático debido a que en concentraciones de 5 a 25 mg/L matan a la vida acuática (*Agency for Toxic Substances and Disease Registry, 2008*). Su tratamiento es necesario debido a que las restricciones ambientales hoy en día son más exigentes. Para ello, se ha innovado en la remoción de este contaminante, existiendo tratamientos fisicoquímicos de oxidación avanzada, como la ozonación, la luz ultravioleta (UV), el uso del reactivo de Fenton y el peróxido de hidrógeno, principalmente. Estos sistemas son procesos complejos y con un costo comercial elevado. Por esta razón, actualmente se ha pensado en implementar los procesos biológicos para la degradación de éste y otros contaminantes. Para ello se han desarrollado trabajos de investigación acerca de la biodegradación del fenol con biomasa con microorganismos adaptados a altas concentraciones de fenol, obteniendo remociones de hasta el 99% del contaminante en el agua tratada (Altamira et al., 2005; Bajaj et al., 2007; 2008; Ribeiro et al., 2005). El empleo de bacterias que puedan utilizar como única fuente de carbono y de energía el proveniente de anillos aromáticos es la meta principal de este trabajo experimental.

Ahora bien, la ingeniería química es una de las actividades que puede incursionar dentro del ámbito ambiental siendo en ésta muy importante los principios de la ingeniería debido a la amplitud de conocimientos de las cinéticas de reacciones, análisis de sistemas, balances másicos, etc., así como el ingenio para encontrar soluciones viables a la problemática ambiental que se está viviendo. (*Bravo, 2001*)



El presente trabajo se realizó con la finalidad de proponer un proceso con el cual se minimice el uso de agua de proceso dentro de la Refinería “Miguel Hidalgo”, de Tula, Hidalgo, México, al tratar sus efluentes conocidos como aguas desflemadas dentro de un reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF), con el propósito de obtener agua que pueda ser reutilizada como agua para torres de enfriamiento. Para ello, se plantean los siguientes objetivos, general y particulares.

1.2 *Objetivo general*

Determinar la degradación de compuestos fenólicos presentes en muestras de aguas desflemadas de la refinería en estudio, a nivel de laboratorio, empleando microorganismos adaptados y soportados en un material poroso inerte, en un reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF).

1.3 *Objetivos particulares*

- Adaptar los microorganismos al consumo de compuestos fenólicos en un sistema continuo del tipo de biomasa en suspensión.
- Establecer las condiciones de la relación alimento-microorganismos (F/M), del tiempo de residencia hidráulica (TRH), de flujos de aire y de dosificación de aguas desflemadas al reactor RBLF.
- Determinar si la calidad del efluente tratado es apto para su reutilización reutilización en torres de enfriamiento de la propia refinería.

1.4 *Hipótesis*

Al llevar a cabo un proceso de adaptación de los microorganismos con los contaminantes y su empleo en un tratamiento biológico del efluente contaminado mediante su deposición en una biopelícula sobre un soporte



inerte se podrán remover los compuestos fenólicos así como los contaminantes disueltos medidos como DQO para que el agua tratada pueda ser reutilizada en torres de enfriamiento, cumpliendo con los parámetros de dureza, alcalinidad, sílice y sólidos suspendidos establecidos en la literatura (EPRI, 2003; Kunz et al., 1977).



2 ANTECEDENTES

2.1 *Aguas desflemadas*

Las aguas desflemadas son efluentes de refinerías provenientes de la zona de agotamiento de las torres donde se remueven ácido sulfhídrico y amoniaco procedentes del proceso de desorción de las aguas amargas.

2.1.1 Fuentes de generación de aguas amargas

Uno de los procesos donde existe una gran contaminación del agua en las refinerías es el que involucra la eliminación de los compuestos que dan el carácter amargo al gas y al petróleo, el ácido sulfhídrico y el amoniaco. A estos efluentes se les conoce como aguas amargas. Este tipo de aguas provienen de un proceso donde se separan este ácido sulfhídrico y este amoníaco de los hidrocarburos. Contienen, además, fenoles, restos de hidrocarburos y compuestos de azufre de bajo peso molecular.

Las aguas amargas son generadas cuando el vapor absorbe fracciones de hidrocarburos durante la destilación, en la regeneración de catalizador o cuando el vapor absorbe ácido sulfhídrico durante el proceso de hidrotratamiento. También pueden ser generadas por la adición de agua a los procesos de absorción de amoniaco. Los compuestos fenólicos son generados debido a las reacciones entre el vapor y los compuestos cíclicos de los hidrocarburos.

Dentro de la refinación del petróleo crudo, las aguas amargas son producidas en diferentes plantas, tales como: la de “Coquización retardada, hidrosulfuradora” (HDS), la de “Naftas de coquización”, la de HDS Diesel, la de regeneración de dietilamina (DEA), la “Planta de alquilación”, la “Planta de azufre y de hidrógeno”, entre otras, donde todas éstas envían los efluentes a una planta de tratamiento de “Aguas amargas”.



La planta de tratamiento de aguas amargas tiene como función principal la remoción de ácido sulfhídrico (H_2S) y de amoníaco (NH_3), mediante agotamiento, utilizando vapor de baja presión por medio de un rehervidor tipo termosifón como medio de calentamiento del agua amarga, que proviene de la recolección de las plantas antes mencionadas, donde se obtienen como productos gas ácido amoniacal por el domo o zona de rectificación y aguas desfleadas en los fondos o zona de agotamiento (*PEMEX Refinación, 2005*).

2.1.2 Descripción del proceso de desorción de aguas amargas

El proceso de desorción de aguas amargas consiste principalmente en un tanque acumulador de aguas amargas donde se remueven los hidrocarburos aceitosos. Esta separación se lleva a cabo mediante la diferencia de densidades que permite que se forme una interfase aceite-agua, donde la fase pesada son los aceites. En el tanque acumulador existen dos mamparas que delimitan tres cámaras donde se realizan tres actividades:

- Cámara 1: Sección de Separación Agua- Aceite.
- Cámara 2: Sección de Aceite Separado.
- Cámara 3: Sección de Agua Amarga.

Las aguas amargas procedentes de la cámara 3, libres de aceite, son enviadas al precalentador de carga/fondos de agotamiento, donde es precalentada en contracorriente con agua desfleada que sale de los fondos de la sección agotadora, hasta una temperatura de $100^{\circ}C$ para, posteriormente, ser alimentada al agotador de agua amarga y fluir hacia el fondo de la torre.

El agua amarga que sale del precalentador de carga/fondos de agotador es alimentada al agotador de agua amarga, para mantener los niveles de concentración de los componentes H_2S y NH_3 . Las variables que se deben controlar en el agotador son la presión de operación y las temperaturas de domos y fondos.



El reflujó del agotador de agua amarga es por medio de un sistema de recirculación, con la finalidad de mantener en el domo la menor cantidad de humedad en el gas ácido. La salida de los fondos del agotador pasarán por la coraza del precalentador de Carga/ Fondos de agotador. Finalmente, el agua desflemada se integra en el cabezal de agua desflemada y se enviará como corriente de rechazo a las desaladoras de crudo y/o se enviará a tratamiento en la planta de tratamiento primario de efluentes de la refinería en estudio.

El agua desflemada procedente del fondo del agotador se hace pasar a través del enfriador de fondos del agotador a contracorriente con agua de enfriamiento para, de esta forma, reducir la temperatura del agua de 68 a 40°C.

En la Figura 1 se muestra el diagrama del proceso de obtención de aguas desflemadas.

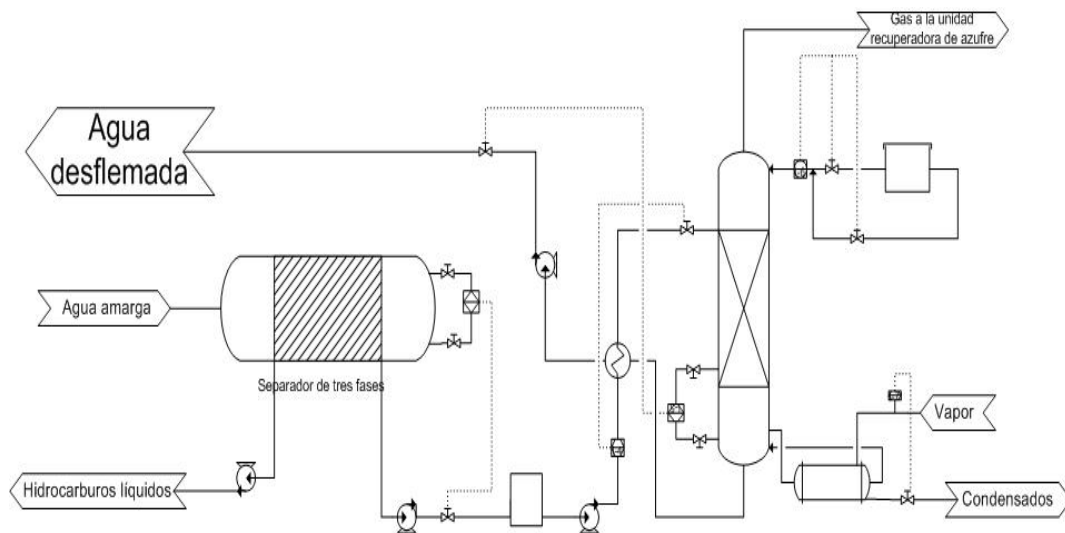


Figura 1. Esquema de proceso de tratamiento de aguas amargas y salida de aguas desflemadas



2.1.3 Composición de aguas amargas

La Tabla 1 muestra la composición de las aguas amargas que son enviadas a la planta de tratamiento.

Tabla 1. Composición de las aguas amargas antes de entrar la planta de tratamiento (*PEMEX, Refinación, 2005*)

Componente	mg/L	%mol
H ₂ S	19,700.00	1.05
NH ₃	11,100.00	1.18
H ₂ O	-----	97.76
CO ₂	0.0	0.0
C ₆ H ₅ OH	94.80	0.00183
PR1-Tiol	67.70	0.00162
HCN	4.70	0.00032

2.1.4 Composición de los efluentes de la planta de tratamiento de aguas amargas

En la Tabla 2 se indican los valores máximos permisibles de los componentes principales en la mezcla de agua desflemada a la salida de la planta de tratamiento de aguas amargas.

Tabla 2. Composición de las aguas desflemadas procedentes de la torre desorbedora de aguas amargas (*PEMEX, Refinación, 2005*)

Componente	Concentración máxima en la mezcla (mg/L)
H ₂ S	5
NH ₃	25

Sin embargo, en investigaciones recientes se encontraron, mediante análisis de agua, que existen compuestos fenólicos de hasta 75 mg/L en este tipo de agua (*García, 2008*).



Por otro lado, el gas ácido obtenido por el domo del agotador de agua amarga también contiene compuestos de azufre y amoníaco. La Tabla 3 muestra las concentraciones en % en mol de estos compuestos.

Tabla 3. Composición del gas ácido procedente de la torre desorbedora de aguas amargas (*PEMEX, Refinación, 2005*).

Componente	Valor en la mezcla (%mol)
H ₂ S	30.29740
NH ₃	34.15615
H ₂ O	35.48888
CO ₂	0.00000
C ₆ H ₅ OH	0.00057
HCN	0.00925

2.2 **Compuestos fenólicos**

2.2.1 **Definición**

Los compuestos fenólicos, definidos como hidroxiderivados del benceno y sus núcleos condensados, pueden estar presentes en las aguas residuales domésticas e industriales (desinfectantes, fungicidas, germicidas y conservadores), en las aguas naturales y en los suministros de agua potable. La cloración de tales aguas puede producir clorofenoles olorosos, que son carcinogénicos. Con la finalidad de poder prevenir problemas y daños a los ecosistemas, así como de evitar los riesgos a la salud humana es muy importante conocer cuantitativamente la presencia de éstos.

El fenol es sensible a agentes oxidantes. El radical que se forma puede continuar oxidándose con facilidad. El manejo de las condiciones de oxidación y del tipo de agente oxidante empleado puede conllevar a la formación de productos tales como el dihidroxibenceno, el trioxibenceno y/o las quinonas (*DOF, 2001d*).



2.2.2 Problemas al medio ambiente

Los compuestos fenólicos son sustancias tóxicas frecuentemente encontradas en los ambientes acuáticos como resultado de la contaminación a partir de una gran variedad de fuentes (industriales, biogeoquímicos, degradación de pesticidas, entre otras). La alta toxicidad de los compuestos fenólicos ha hecho que la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (USEPA) y la Unión Europea, UE, los consideren como contaminantes prioritarios. En tal sentido, la remoción de compuestos fenólicos de las aguas residuales industriales tiene gran importancia ambiental (González, 2003).

En seres humanos, los efectos de respirar fenol en el aire no se conocen completamente pero algunas personas cuya piel fue expuesta a altos niveles de fenol sufrieron daños al hígado, diarrea, oscurecimiento de la orina y anemia hemolítica. En animales, respirar aire con altos niveles de fenol, teniendo como límite inferior de 26 mg/L, produjo irritación a los pulmones. Las exposiciones repetidas produjeron temblores musculares y pérdida de coordinación. La exposición a altos niveles de fenol por varias semanas causó parálisis y serias lesiones al corazón, hígado, riñones y pulmones, y en ciertos casos, la muerte (Consejería de Sanidad, España, 2007).

La Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (*Environmental Protection Agency*, EPA) ha establecido un aviso de salud donde se recomienda una concentración de fenol en aguas superficiales (lagos, arroyos) que no exceda el valor de 3.5 mg/L. La Administración de Salud y Seguridad Ocupacional de los EEUU (OSHA por sus iniciales en inglés) ha establecido un límite de concentración de fenol en el aire en donde se encuentre expuesto el trabajador de 5 partes de fenol por cada millón de partes de aire (5 ppm) en el trabajo, durante una jornada de 8 horas diarias, 40 horas semanales. El Instituto Nacional de Seguridad Ocupacional y Salud (NIOSH por sus iniciales en inglés) recomienda que en el lugar de trabajo el aire no deba contener más



de 5 ppm durante una jornada diaria de 10 horas y que la concentración no exceda 16 ppm durante un período de 15 minutos.

2.2.3 Tratamientos biológicos de compuestos aromáticos

Si bien los compuestos tóxicos como los fenólicos contribuyen con la inestabilidad de los sistemas de tratamiento biológicos de aguas residuales, por esta razón, es necesario aclimatar los microorganismos a este tipo de contaminante para obtener mejor eficiencia en su remoción. Muchos microorganismos como las bacterias, los ciliados, los rotíferos y otros microorganismos, si se logran adaptar a compuestos fenólicos, también pueden ser utilizados como degradadores de fuentes de carbono y energía presentes en las aguas contaminadas (Contreras, 2008).

La degradación de los compuestos fenólicos puede ser llevada a cabo por organismos procariotas y eucariotas, tanto en condiciones aerobias (oxígeno como aceptor final de electrones) como anaerobias (nitrato, sulfato, iones metálicos o dióxido de carbono como aceptores finales de electrones). Debido a la facilidad de oxidar a los compuestos aromáticos, como lo son los compuestos fenólicos, se han encontrado trabajos acerca de la biodegradación de compuestos fenólicos a partir de biomasa adaptada al contaminante.

En estudios recientes, al utilizar reactores biológicos de diferente tipo Bajaj (2007), Ribeiro (2005) y Hermoso (2008) reportaron remociones de fenol superiores al 90% utilizando diferentes tipos de agua residual.

2.3 Procesos biológicos

El tratamiento de los efluentes industriales se pueden dividir en 3 categorías: procesos químicos, físicos y biológicos.

Los procesos químicos incluyen la oxidación o reducción química, precipitación química y otros que involucran reacciones de intercambio de electrones. En los



procesos físicos se incluyen la sedimentación, adsorción y todos aquellos que involucren la remoción de sustancias disueltas o no disueltas sin cambiar la estructura química (Wang, 2006).

Los procesos biológicos, que están básicamente relacionados con la utilización de microorganismos o de sus enzimas, donde la materia orgánica es empleada hasta en algunas ocasiones compuestos inorgánicos como fuente de desarrollo (energía y nutrimento). Se han encontrado en los efluentes industriales una gran variedad de contaminantes que se han tratado por los distintos métodos antes mencionados tratando de averiguar cuál es el más apropiado, tanto desde el punto de vista técnico como del económico (Woodard y Curran, 2006).

En general, el tratamiento biológico es más económico que cualquier otro tipo de tratamiento. Los procesos biológicos son benéficos dentro del tratamiento de aguas residuales industriales, debido a que se pueden eliminar nutrientes y estabilizar la materia orgánica, mediante la coagulación y eliminación de sólidos coloidales no sedimentables (Ramalho, 1991). El objetivo primordial de utilizar este tipo de procesos es reducir la demanda bioquímica de oxígeno carbonosa (DBO carbonosa), donde los microorganismos utilizan la materia orgánica carbonosa coloidal y disuelta para transformarla en diferentes gases o tejido celular (Metcalf y Eddy, 2000).

Para elegir el proceso para la degradación, una parte fundamental es la actividad bioquímica de los microorganismos. La degradación se llevará a cabo tomando en cuenta la composición química del contaminante, siguiendo una ruta metabólica donde se permita la transferencia de electrones y el contaminante sea convertido en energía y alimento para los microorganismos. La Figura 2 representa la forma en que sucede la actividad bioquímica en la respiración u oxidación aerobia. Más adelante en este trabajo, se explica cómo funcionan los procesos de degradación aerobia y anaerobia.



RESPIRACIÓN (degradación
aerobia): Compuesto orgánico



Flujo de carbono

ATP

Flujo de
electrones

Fuerza
motriz de
protones



BIOSÍNTESIS

Figura 2. Transporte de electrones en la respiración o degradación aerobia
(Carrillo, 2003)

2.3.1 Proceso biológico con biomasa aerobia o anaerobia

El proceso biológico con biomasa ha sido utilizado para el tratamiento de aguas residuales tanto industriales como urbanas. Los exámenes microscópicos de esta biomasa revelan que está formada por una población heterogénea de microorganismos que cambian continuamente en función de las variaciones de la composición de las aguas residuales y las condiciones ambientales. Los microorganismos presentes son bacterias unicelulares, hongos, algas, protozoos y rotíferos, entre otros (Woodard y Curran, 2006).

2.3.1.1 Desarrollo microbiano aerobio o anaerobio

Para poder reproducirse, un organismo necesita fuente de energía, generalmente un compuesto de carbono, para la síntesis de materia celular nueva y elementos inorgánicos. Las fuentes de carbono que utilizan los microorganismos son principalmente la materia orgánica y el dióxido de carbono. Existen organismos heterótrofos que utilizan carbono orgánico para formar tejido celular y organismos autótrofos que obtienen carbono celular a partir del dióxido de carbono. La energía necesaria para la síntesis celular se



obtiene a partir de la luz (organismos fotótrofos) o bien de las reacciones químicas de oxidación (organismos quimiótrofos) (Metcalf y Eddy, 2000). En la Tabla 4 se muestra una clasificación de los microorganismos atendiendo a sus fuentes de energía y de carbono.

Tabla 4. Clasificación de los microorganismos con base en su fuente de energía y de carbono (Metcalf y Eddy, 2000)

Clasificación	Fuente de energía	Fuente de carbono
Fotoautótrofos	Luz	CO ₂
Quimioautótrofos	Reacción de oxidación reducción inorgánica	CO ₂
Quimiheterótrofos	Reducción de oxidación- reducción orgánica	Carbono orgánico
Fotoheterótrofos	Luz	Carbono orgánico

Dentro de los nutrientes que necesitan los microorganismos para no limitar el desarrollo bacteriano, se encuentran dentro de los principales nutrientes inorgánicos el N, S, P, K, Mg, Ca, Fe, Na y Cl, mientras los que se tienen en menor concentración son Zn, Mn, Mo, Se, Co, Cu, Ni, V y W. También existen nutrientes orgánicos que a veces son utilizados como “factores de desarrollo”, como los aminoácidos, las purinas, las pirimidinas y las vitaminas (Metcalf y Eddy, 2000).

2.3.2 Degradación biológica anaerobia

El proceso de biodegradación anaerobia consiste en que los microorganismos, en ausencia de oxígeno, convierten la materia orgánica mediante reacciones consecuentes, independientes y paralelas. Lo anterior se logra formando comunidades de bacterias que se ayudan para mantenerse estables. Estas comunidades transforman la materia orgánica en una mezcla de metano y CO₂. y algo de biomasa (relación 90:10). La cantidad de producción de gas metano



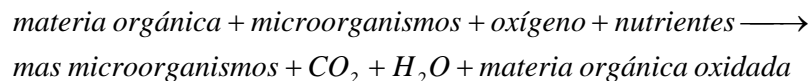
es directamente proporcional a la cantidad de alimentación de materia orgánica que está presente en agua a tratar (*Doble y Kumar, 2005*).

Las moléculas orgánicas complejas primero se rompen y forman una combinación de ácidos grasos volátiles (VFA por sus siglas en inglés *Volatile Fatty Acids*), principalmente ácidos acético, propiónico y butílico. Estos ácidos son convertidos posteriormente en CO₂ y metano por bacterias acetogénicas y metanogénicas (*Doble y Kumar, 2005*).

Se tiene que poner mucha atención, en cuestión de seguridad, en este tipo de reactores debido a que se llegan a presentar explosiones, debido a la gran producción de metano en los reactores, producido por la degradación de los contaminantes carbonosos. (*Cuevas et al., 2005*)

2.3.3 Degradación biológica aerobia

Las bacterias, en presencia del oxígeno, rompen y convierten el contaminante en formas más simples. Los compuestos orgánicos complejos son convertidos en biomasa y dióxido de carbono (59-65:50-35). Las colonias de microorganismos aerobios necesitan carbono orgánico, que está presente en el efluente a tratar, como una fuente de carbono y de energía. La siguiente ecuación de reacción representa la degradación aerobia.



La forma de convertir los contaminantes durante este proceso de degradación aerobia sucede en dos procesos, uno de oxidación o respiración y uno de síntesis. La oxidación o respiración consiste en romper las cadenas de los contaminantes hasta llegar a CO₂, agua, nitratos, sulfatos, etc., tomando el oxígeno disuelto por ser un sistema aireado.



El proceso de síntesis dentro de la degradación biológica aerobia produce la biomasa (microorganismos) mediante actividad bioquímica. El sustrato, que es la fuente de carbono, sirve de donador de electrones para promover el desarrollo de las bacterias, utilizando las enzimas como catalizadores de las reacciones químicas que se presentan en el proceso de degradación que rompen las moléculas complejas a moléculas mas sencillas que permiten el paso a través de las membranas de la célula de los microorganismos (Rodríguez, 2002). Luego, las células metabolizan las moléculas sencillas de la materia orgánica reorganizándolas en estructuras moleculares y construyendo más protoplasma celular y reproducirse por fisión binaria.

El aumento en la degradación de contaminantes está relacionado con la cantidad de oxígeno que es consumido y la previa aclimatación de los microorganismos al sustrato (Woodard y Curran, 2006). La Figura 3 muestra los dos procesos que se presentan en la transformación de los contaminantes en un sistema aerobio. Las enzimas son una parte muy importante dentro de las reacciones bioquímicas porque son aquellas que catalizan y favorecen este tipo de reacciones, las cuales convierten al sustrato en moléculas sencillas. Dos enzimas que están involucradas principalmente en este proceso de degradación aerobia son la di- y mono-oxigenasa. La mono-oxigenasa puede actuar en compuestos alifáticos y aromáticos, pero actúa de mejor forma en compuestos aromáticos (Doble y Kumar, 2005).

El oxígeno molecular participa en las reacciones de hidroxilación en la división del anillo aromático, hidrocarburos y compuestos de éter, en general, utilizándolos como sustratos, donde los enlaces químicos son atacados. Las oxigenasas, como las mono oxigenasas y dioxigenasas, son las que realizan la función de cosustrato en las reacciones de hidroxilación (Hollender et al., 2006). El metabolismo de compuestos aromáticos está canalizado a través de vías de acceso de algunas centrales intermedias, donde las monooxigenasas y las dioxigenasas utilizan el oxígeno para generar compuestos aromáticos



intermedios tales como el catecol (1,2 dihidroxibenceno), gentistato (2,5-ácido dihydroxybenzoico) y 3-4 ácido dihidroxibenzoico (*Fuchs, 2008*).



Figura 3. Biodegradación aerobia (*Doble y Kumar, 2005*)



Los intermediarios libres son sustratos provenientes de la ruptura del anillo por la dioxigenasa. Esta ruptura puede ocurrir entre los grupos hidroxilo cuando está en posición orto es la división de éste, o también puede reaccionar entre un grupo hidroxilo (meta) donde se rompe el anillo aromático.

2.3.3.1 Reactores biológicos aerobios

La eficiencia del diseño y la operación en un sistema de tratamiento biológico depende de varios parámetros, tales como la cantidad de nutrientes disponible para el desarrollo de los microorganismos, concentración de oxígeno disuelto, la relación F/M, el pH, la temperatura y el tiempo de residencia hidráulica (*Doble y Kumar, 2005*).

En este tipo de reactores se requiere que la cantidad de oxígeno disuelto en el medio sea la adecuada. Se recomienda mantener una concentración de oxígeno disuelto, aproximadamente, en un rango de 0.003 y 0.005 mmol/L que es alrededor del 10% de la solubilidad del oxígeno en agua. La cantidad de sales presentes puede disminuir la solubilidad del oxígeno. Dentro de los reactores biológicos aerobios se encuentran una gran variedad de arreglos. En la Tabla 5 se enlistan los diferentes tipos de reactores (dependiendo de si la biomasa está suspendida, conceptualizados como reactores perfectamente agitados o si está fija en un soporte formando una biopelícula, conceptualizados como reactores de flujo pistón).

2.3.3.2 Reactores biológicos de lecho fluidificado (RBLF)

Los RBLF se caracterizan por tener una fase sólida, que es una partícula inerte recubierta con una biopelícula, la fase gaseosa que es oxígeno y la fase líquida que es el agua a tratar, la fase sólida tiene un densidad menor a la del líquido. Este tipo de arreglo mejora la transferencia de masa, reduce los sólidos y ayuda a la fase sólida a re-fluidificarse (*Veeresh et al., 2006*). La biomasa, en el reactor, es suspendida en el agua que es mezclada con los nutrientes



necesarios, aire y células microbianas. Se pueden alcanzar tiempos de retención hidráulica de 0.6 a 3 horas. También la biopelícula al haber concentraciones muy grandes del contaminante en el agua residual a tratar, los microorganismos trabajan al máximo, mientras al haber ausencia del contaminante se vuelve una limitante (Doble, 2005).

Tabla 5. Distintos arreglos de reactores aerobios (Doble y Kumar, 2005)

TIPO DE ARREGLO	CARACTERÍSTICAS
Lagunas o estanques de oxidación (reactor de biomasa suspendida)	El más sencillo y barato, el oxígeno es alimentado mediante difusores a un estanque donde se realiza la degradación de los contaminantes
Biodiscos (reactor de biomasa fija con biopelícula móvil)	Funcionan mediante el movimiento rotatorio de los discos donde se deposita una biopelícula que entra en contacto directo con las aguas contaminadas y enriquecidas de oxígeno mediante aire
Reactor de tanque agitado (RTA) (reactor de biomasa suspendida)	En este tipo de reactor se realiza la aireación por la parte del fondo donde se generan burbujas de aire uniformes
Reactor de tanque sumergido (reactor de biomasa suspendida)	La agitación se lleva a cabo mediante la turbulencia por la entrada del gas, el coeficiente de transferencia de masa es mucho mayor que en el reactor de tanque agitado
Reactor de lecho empacado o lecho fijo (reactor de biomasa fija con biopelícula fija)	El efluente a tratar puede ser bombeado por el fondo o viceversa. La desventaja de los reactores de lecho empacado es la caída de presión y los cambios en la compactación del empaque
Reactor biológico de lecho fluidificado (reactor de biomasa fija con biopelícula móvil)	Descritos en el texto

2.4 **Biopelícula**

La biopelícula o biofilm puede ser definida como una estructura compleja formada por agregados celulares (grupos de células densamente



empaquetados) y que tiene poros generados por las burbujas de biogás, adherida a un material que puede ser de origen natural o sintético. La biopelícula debe depositarse en un sólido que sea inerte, para que no genere subproductos indeseables (*Durán et al., 1999*)

Su estructura es morfológica y fisiológicamente distinta a la de bacterias libres, utilizándose incluso mediadores químicos intercelulares para desarrollar la biopelícula, además es muy dinámica: su composición y características cambian en el tiempo (*Welter et al., 2005*). En el sólido, llamado soporte, se fijan los microorganismos, que forman la biopelícula, donde se presentan colonias mixtas de organismos aerobios y anaerobios, dependiendo del grosor de ésta y el tiempo que tenga el soporte sumergido en el medio de donde se toma la fuente de energía y de alimento (*Doble y Kumar, 2005*).

2.4.1 Formación de la biopelícula en el soporte

La formación de la biopelícula en el soporte se puede describir en tres etapas, aunque algunos autores la describen en cinco etapas:

- Colonización del soporte, donde los microorganismos se fijan a la superficie sólida mediante exopolímeros que ellas mismas secretan. Los microorganismos, al estar en contacto directo con el agua, toman los elementos para su desarrollo, que se difunden a través de la biopelícula y se metabolizan una vez que se difunden molecularmente a través de la pared celular. Es una fase reversible y está en función del proceso de adhesión de los microorganismos a la superficie, donde ocurren fuerzas de van der Waals y atracciones electrostáticas (*Wiesmann et al., 2007.*)
- Durante la segunda fase, las células microbianas que se encuentran dispersas se fijan directamente a los microorganismos o a la superficie del soporte. En el soporte forman pequeñas colonias. Cuando las células están en contacto directo con el oxígeno y el sustrato, son capaces de reproducirse a un nivel máximo (*Welter et al., 2005*).



- En la tercera fase, se lleva a cabo el desarrollo de la biopelícula, también mediante la producción de material extracelular que facilita la fijación de los microorganismos. La biopelícula de microorganismos está en función de la tasa de desarrollo, de la estabilidad de la biopelícula, del intercambio de gases y del contacto con el agua que fluye (*Wiesmann et al., 2007; Welter et al., 2005*).

Los nutrientes y el sustrato son transportados a través de la biopelícula mediante la difusión y convección. El oxígeno sólo está en contacto con la biopelícula en la superficie externa. Es por ello que existen microorganismos anaerobios en la parte más cercana al soporte (*Welter et al., 2005*). La Figura 4 representa las partes de la biopelícula, así como la transferencia y transformación de los contaminantes.

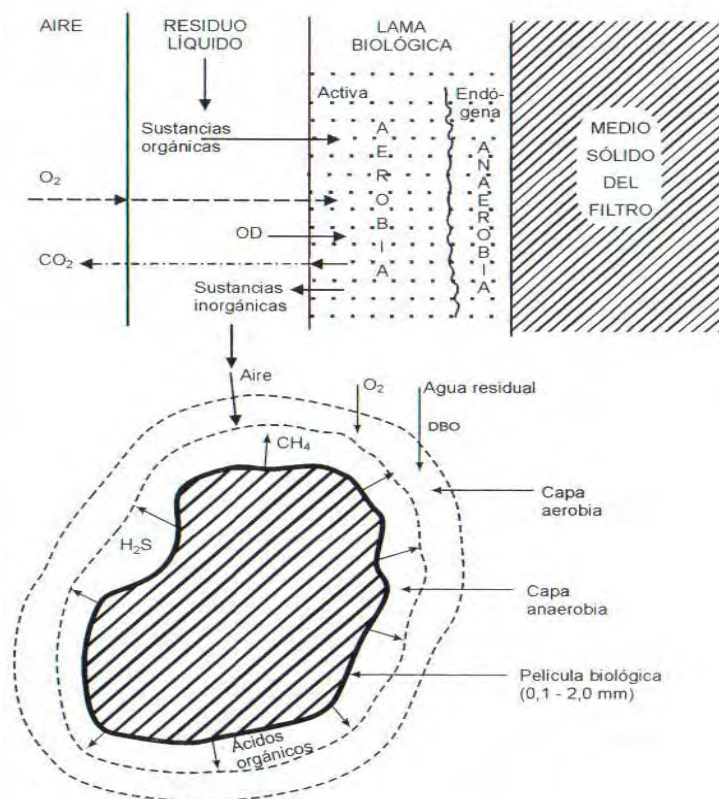


Figura 4. Representación de la biopelícula (aerobia y anaerobia) sobre el medio de soporte sólido y la transformación de la materia orgánica en ella



Las otras dos etapas que se consideran además de las ya mencionadas son:

- Transporte de células y nutrientes al sitio de adherencia.
- Inicio del proceso de adhesión bacteriana, todavía reversible, por atracción electrostática.

Para favorecer la adherencia de los microorganismos al soporte, pueden considerarse las siguientes características:

- La carga electrostática en el soporte es importante para ésta sea positiva debido a la carga negativa de los microorganismos y sean afín.
- Baja afinidad al agua donde exista en la superficie hidrofóbica para que se atraiga eficazmente a los microorganismos formadores de la biopelícula (*Iwai y Kitao, 1994*).

La porosidad es una característica muy importante debido a que, gracias a los poros que las burbujas de biogás generan, los microorganismos que van quedando depositados en zonas profundas le dan a la biopelícula mayor estabilidad.

2.4.2 Desarrollo microbiano en la biopelícula

Las poblaciones microbianas son usualmente una mezcla muy compleja de diferentes géneros y especies de bacterias, hongos, protozoarios, micrometazoarios, metazoarios, nemátodos, rotíferos, etc. En etapas iniciales del proceso se desarrollan poblaciones de bacterias del tipo filamentoso y no filamentoso. En etapas subsiguientes proliferan poblaciones de mayor evolución, incluyendo bacterias nitrificantes junto a protozoos, rotíferos y otros predadores que se vuelven dominantes (*Buswell et al., 1998; Luna-Pabello, 1987; 1993*).



Dentro de un sistema biológico existen interacciones entre las diversas especies microbianas presentes, una de ellas es la *competencia*, que está referida a la lucha por un determinado nutriente. Otra de ellas es la *predación* que ocurre cuando un organismo se alimenta de otro. El *parasitismo* es cuando se aprovecha un microorganismo o vive a expensas de otro que generalmente muere y el *mutualismo* es cuando dos microorganismos se benefician mutuamente (Welter et al., 2005).

Las etapas que atraviesan las poblaciones de microorganismos en el desarrollo de la biopelícula se ilustran en la Figura 5.

Etapas de retardo o latencia es el tiempo necesario para que las bacterias se aclimaten a las condiciones ambientales y comiencen a reproducirse.

Etapas de desarrollo exponencial en la cual las células se encuentran en reproducción, a máxima velocidad en las condiciones dadas, determinadas por su tiempo de generación y su capacidad de procesar alimento. Es importante mencionar que, para las bacterias, el desarrollo descrito matemáticamente es exponencial mientras que para los hongos y bacterias filamentosas su desarrollo es lineal.

Etapas estacionaria que representa el estado donde el desarrollo bacteriano se detiene y permanece constante y puede explicarse por que las células han agotado el sustrato o los nutrientes, o que la generación de células nuevas es de la misma magnitud que la mortandad de las células viejas.

Etapas de decaimiento donde la tasa de mortalidad es superior a la generación de células nuevas.

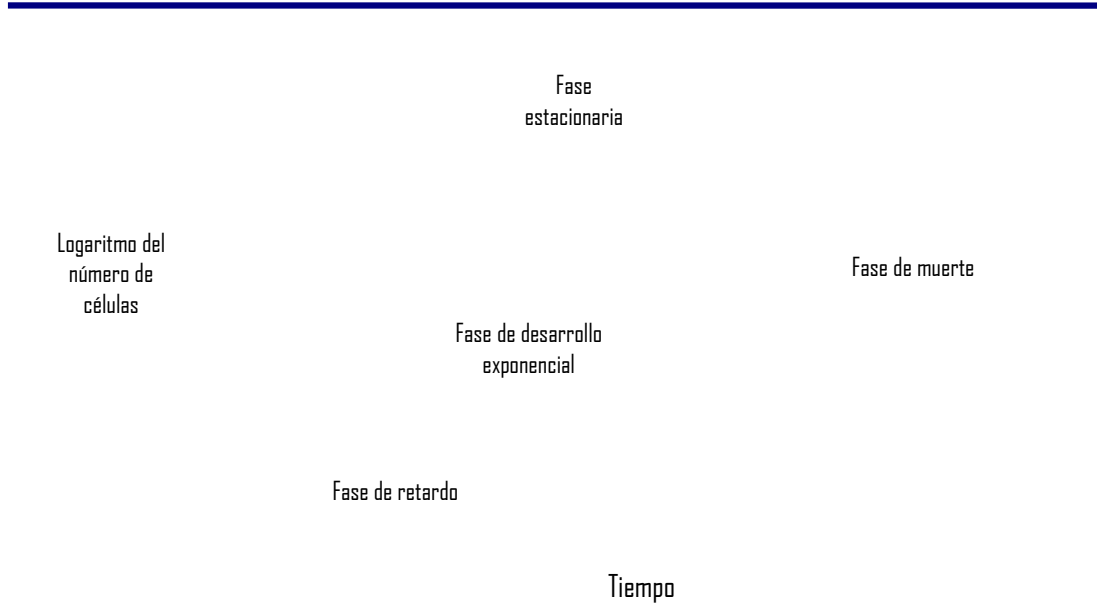


Figura 5. Curva de desarrollo bacteriano en términos de número de bacterias
(Metcalf y Eddy, 2000)

Las poblaciones microbianas deben residir en un tiempo mínimo en el sistema para que se asegure que existe el desarrollo y reproducción de los microorganismos (Saucedo et al., 2007). Este periodo depende de la tasa de desarrollo de los microorganismos, que está relacionada con la velocidad a la que metabolizan el sustrato. La distribución de las edades de las células no es igual para todas, así como existen microorganismos en desarrollo exponencial algunas otras van muriendo.



3 METODOLOGÍA

En este capítulo se presenta la metodología experimental desarrollada en este trabajo de tesis. El diagrama de flujo de la Figura 6 muestra las actividades realizadas durante el periodo de experimentación.

3.1 Metodología experimental

Las actividades más importantes realizadas fueron las siguientes:

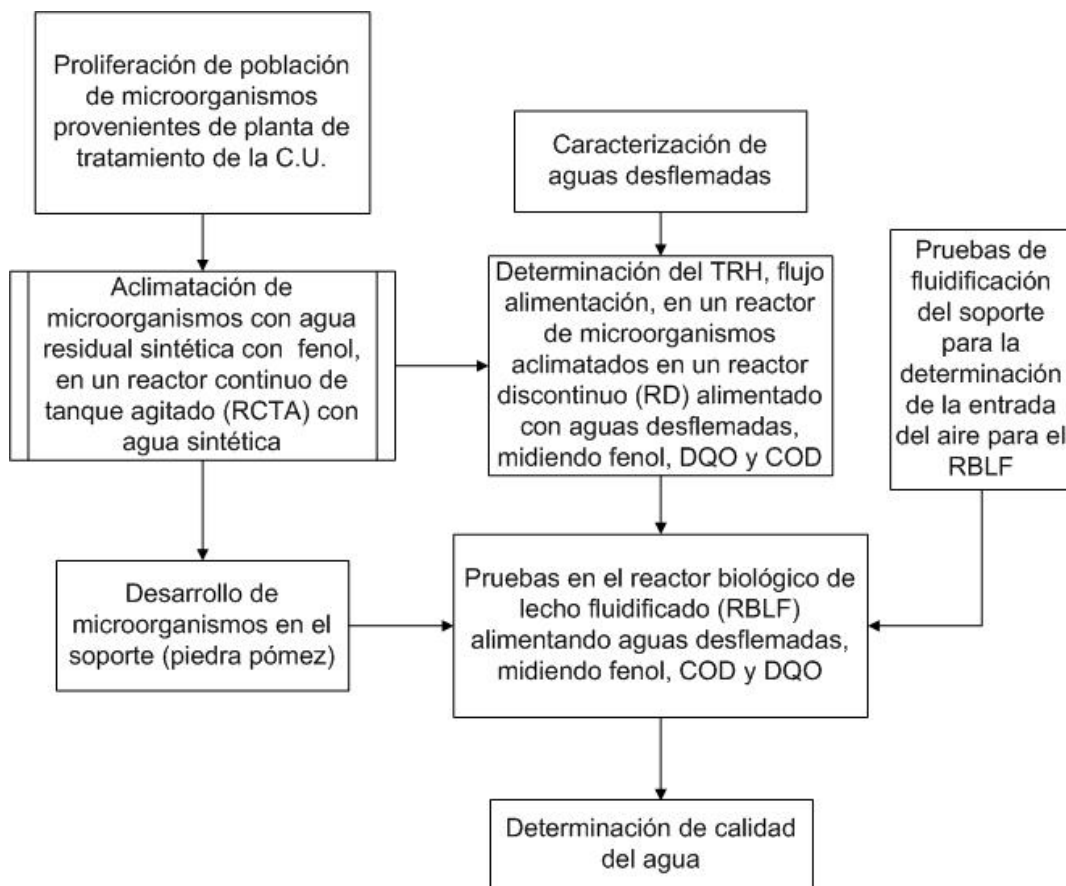


Figura 6. Estructura de la experimentación



3.1.1 Desarrollo y aclimatación de la biomasa en un reactor continuo

Se utilizó biomasa de la planta de tratamiento de aguas de la Ciudad Universitaria, C.U., de la UNAM. Se realizaron pruebas microscópicas empleando un microscopio Olympus para visualizar las colonias de microorganismos. Se hicieron determinaciones de sólidos suspendidos totales (SST) y sólidos suspendidos volátiles (SSV) de la biomasa, ya que se considera que los sólidos suspendidos volátiles son directamente proporcionales a la biomasa activa.

Durante el proceso de aclimatación, que se realizó a temperatura ambiente ($20\pm 2^\circ\text{C}$), se llevó a cabo el desarrollo de los microorganismos, que duró cerca de dos meses, en un reactor de vidrio de manera continua con un sistema de agitación. El paralelepípedo (de 18cm x 100 cm x 30m) tenía un volumen de 50 L. Para este reactor continuo de tanque agitado, RCTA, se utilizaron cuatro bombas de aire (4.5W) y difusores de piedra porosa para suministrar aire al sistema.

La aclimatación de los microorganismos fue fundamental para garantizar una remoción del contaminante y mejorar el rendimiento del reactor. La acción de la aclimatación de los microorganismos al fenol fue gradual para minimizar la descompensación o inhibición de los microorganismos.

Debido a la toxicidad de los compuestos que están presentes en el efluente a tratar, se dosificó agua sintética en una primera etapa para trabajar durante 15 días aproximadamente. La concentración del agua sintética fue variando durante este periodo, 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 0 mg/L de glucosa. Lo anterior propició que los microorganismos tomaran el fenol como única fuente de carbono y de energía. Las dosis de concentraciones a las cuales se llevó a cabo la aclimatación se muestran en la Tabla 6.



Como medio mineral, que contuviera los nutrientes necesarios para el óptimo desarrollo de los microorganismos, se adicionaron diferentes soluciones preparadas, como se muestra en la Tabla 7. Para ello, se agregaron 10mL de la solución A y 1 mL de las soluciones B, C y D, por cada litro de agua a tratar (Lazcano-Arriola *et al.*, 2003).

Tabla 6. Tabla de concentraciones para la aclimatación de la biomasa

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

Tabla 7. Composición de medio mineral (Lazcano-Arriola *et al.*, 2003)

Solución	Compuesto	Conc. (g/L)
A	Fosfato monobásico de potasio (KH_2PO_4)	0.85
	Fosfato dibásico de potasio (K_2HPO_4)	2.175
	Fosfato dibásico de sodio ($\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$)	3.34
	Cloruro de amonio (NH_4Cl)	0.05
B	Cloruro de calcio (CaCl_2)	0.275
C	Sulfato de magnesio ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)	0.225
D	Cloruro férrico ($\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$)	0.0025



Durante la aclimatación, se evaluaron los parámetros: fenoles totales, DQO y COD durante un periodo de 22 días, para conocer el comportamiento de la degradación de los contaminantes, llevando un control de las concentraciones en la alimentación.

3.1.2 Caracterización de aguas desflemadas

Para la caracterización de las aguas desflemadas, procedentes de la Refinería Miguel Hidalgo, ubicada en Tula, Hidalgo, México, se tomaron como base las Normas Mexicanas (NMX), descritas en el Anexo 1 (DOF, 2001a,b,c,d,e), así como el método ASTM D859/88 (ASTM, 1994). La Tabla 8 enlista la técnica o equipo utilizado para cada uno de los parámetros caracterizados (Anexo A.1).

Tabla 8. Técnicas utilizadas para la caracterización de las aguas desflemadas

Parámetro	Unidades	Técnica o equipo
Fenoles totales	mg/L	NMX-AA-050-SCFI-2001
Dureza total	mgCaCO ₃ /L	NMX-AA-072-SCFI-2001
Acidez y alcalinidad	mgCaCO ₃ /L	NMX-AA-036-SCFI-2001
Demanda química de oxígeno (DQO)	mg/L	NMX-AA-030-SCFI-2001
Sólidos y sales disueltas	mg/L	NMX-AA-034-SCFI-2001
Sílice en aguas	mg/L	Método ASTM D859/88
Turbidez	NTU	Equipo Orbeco analytical Systems turbidimeter
Color	U-Pt	Equipo HANNA instruments, Ion Specific Meter Color of Water
Valor de pH		Electrodo Orion modelo 525
Conductividad eléctrica	μS/cm	Electrodo Orion para medir conductividad eléctrica
Sulfuros	mg/L	Test de sulfuros Merck 1.14779.0001
NH ₄	mg/L	Test de amonio Merck 1.00683.0001
Carbono orgánico disuelto (COD)	mg/L	Equipo TOC-V Shimadzu



3.1.3 Determinación de la F/M, TRH, flujo de alimentación y de aireación

Se realizaron pruebas en un reactor por lotes o discontinuo (RD), agitado (no se midieron las rpm de la agitación), de 5 litros, de polietileno, operado a temperatura ambiente ($20\pm 2^{\circ}\text{C}$), donde se midieron los siguientes parámetros: fenol, DQO y COD, durante un día, tomando muestras cada media hora y, posteriormente, cada hora o lapsos cada vez más prolongados para establecer la cinética de degradación y encontrar un tiempo de residencia hidráulica aproximado, que pudiera utilizarse para el reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF). El arreglo del RD se muestra en la Figura 7.

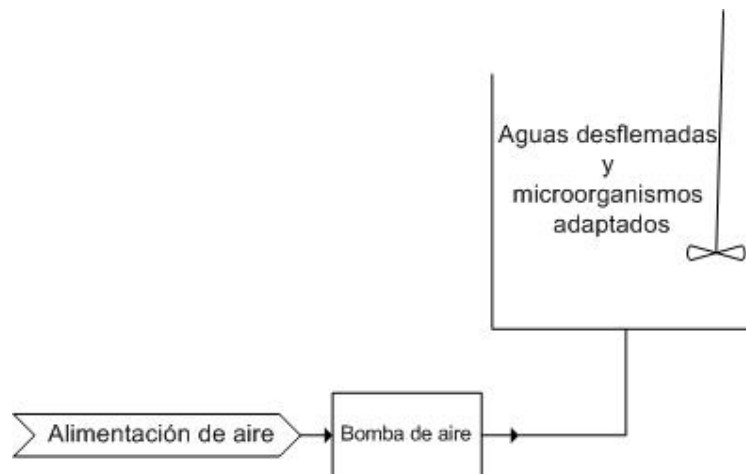


Figura 7. Arreglo del RD para las pruebas para determinar TRH.

Para la prueba en el RD se utilizaron 3.5 L de agua desfleada y aproximadamente 1 L de biomasa aclimatada. Para la aireación del reactor se utilizó una bomba con difusor y se realizaron mediciones a tiempos variables, iniciando con 30 min durante 24 horas de experimentación.

Tomando en cuenta la medición de SSV del RCTA y utilizando el valor del COD de las aguas desfleadas, se estableció la relación F/M para la operación del RD como lo establece la siguiente relación.



$$\frac{F}{M} = \frac{COD}{SSV} \quad (1)$$

Al efluente final se le midieron los parámetros más importantes, tales como color, turbiedad, DQO, fenoles, COD, sulfuros, pH, alcalinidad, dureza por calcio y dureza total y sílice. Utilizando las cinéticas de degradación de fenol, DQO y COD, se estableció un tiempo de residencia hidráulica, conociendo el volumen del reactor RD. El flujo de alimentación se estableció con base a la siguiente relación.

$$\text{Flujo de alimentación} = \frac{TRH}{V_{\text{agua tratada}}} \quad (2)$$

El flujo de aire suministrado al RBLF para las pruebas de fluidificación del soporte utilizado se realizó midiendo un flujo hasta garantizar tener un sistema de fluidificación del soporte visualmente.

3.1.4 Elección del soporte

El material que se utilizó como soporte fue piedra pómez (que es muy ligera y porosa). Se utilizó un tamaño de malla promedio entre 30 y 25, el cual fue tamizado en el Laboratorio de Ingeniería Química, de la Facultad de Química, de la UNAM. Para caracterizar el material de soporte se realizó una prueba de BET para determinar el volumen de poro, el tamaño de poro y el área superficial (Anexo A.2).

3.1.4.1 Desarrollo de la biopelícula en el soporte

Un volumen no cuantificado de soporte (aproximadamente 2.5 L), fue sumergido en el reactor continuo de tanque agitado, RCTA, de 50 L, en una bolsa de nylon perforada, que estuvo en contacto directo con los microorganismos adaptados para favorecer el desarrollo de la biopelícula. Una



vez colonizado el soporte se midieron los sólidos volátiles totales, SVT (biomasa y película líquida).

A una muestra del soporte ya colonizado con microorganismos se le realizó un pretratamiento por punto crítico, especial para muestras microbianas, desarrollado en el Instituto de Fisiología Celular de la UNAM (Anexo A.3), realizado por microscopía electrónica de barrido (MEB), basado en un recubrimiento con una película de oro para poder observar los microorganismos

3.1.5 Arranque y pruebas en el reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF)

Para el arranque del reactor RBLF se utilizaron las condiciones de flujo de aire que fue medido con un medidor de flujo marca Mounting Clamp F-4003 Gilmont Instruments, Barrington y el TRH previamente establecidos en el reactor discontinuo de 5L. Con estas variables ya determinadas y empleando la ecuación (3), se pudo establecer la cantidad de soporte que se debía colocar en el reactor. De acuerdo con *Lazcano-Arriola et al. (2003)*, se adicionó la solución mineral a las aguas desfleadas para no desestabilizar el soporte con los microorganismos. La capacidad del reactor (una columna cilíndrica de vidrio, de 5cm de diámetro interno) fue de 0.9 L de volumen efectivo, para producir el aire se utilizó una bomba Optima de 4.5 W, y para las aguas desfleadas una bomba de marca Ismatec Ecoline modelo C.P. 78022-40. El reactor operó a temperatura ambiente ($20\pm 2^{\circ}\text{C}$). La Figura 8 representa el arreglo del RBLF.

Mediante el valor de F/M, se calculó la cantidad de soporte a utilizar en la columna mediante la siguiente expresión

$$\frac{F}{M} = \frac{(COD * L_{\text{agua a tratar}})}{(SVT * g_{\text{sólido soportado}})} \quad (3)$$



Una vez establecidos el flujo de entrada del aire y la cantidad de soporte se alimentó agua desfleada con la solución mineral durante 3 días. Al final de los 3 días se determinó la calidad del agua tratada, midiendo algunos de los parámetros más importantes para su reutilización en torres de enfriamiento, tales como el contenido de sílice, la dureza total y de calcio y la alcalinidad, así como la DQO, el COD y los fenoles totales.

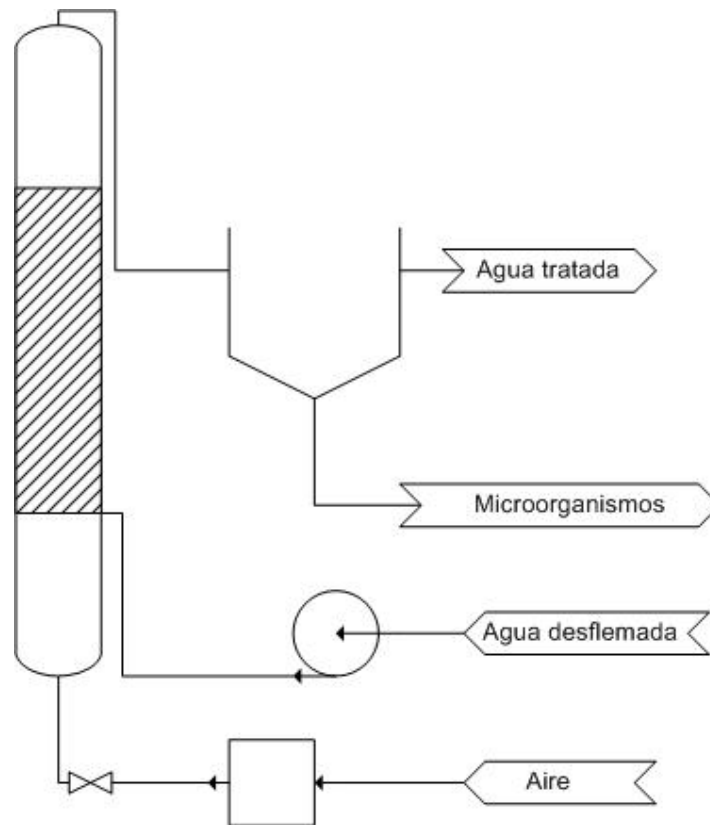


Figura 8. Arreglo del reactor biológico de lecho fluidificado, RBLF, con el medio de soporte de los microorganismos (piedra pómez)



4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo se muestran los resultados obtenidos en la fase experimental que constituyó este trabajo de tesis. Se analizan los resultados obtenidos en los reactores continuo de tanque agitado, RCTA, discontinuo, RD y biológico de lecho fluidificado, RBLF, así como los resultados de remoción de los parámetros más importantes, concentraciones de fenol, DQO y COD. También se evaluaron las características físicas del medio de soporte (piedra pómez) para la formación de la biopelícula.

4.1 Caracterización de las aguas desflemadas

Los resultados de la caracterización de las aguas desflemadas traídas de la Refinería “Miguel Hidalgo”, se muestran en la Tabla 9. Los valores son el promedio de los análisis realizados a su llegada y a los 3-4 meses cuando se iniciaron los experimentos en los reactores de trabajo, RD y RBLF. Además de los parámetros mencionados arriba: fenol, DQO, COD, se midieron sulfuros, amonio, dureza total, alcalinidad, pH, color, y turbidez.

Tabla 9. Caracterización del agua desflemada

Parámetro	Unidades	Valor
Fenoles	mg/L	83±X
Color	U-Pt	50
Turbidez	NTU	0.01
Sulfuros	mg/L	0.01
Conductividad	μS/cm	23.6
Dureza total	mgCaCO ₃ /L	0.6
Dureza calcio	mgCaCO ₃ /L	0.3
DQO	mg/L	278
pH		7
COD	mg/L	116.4
Sílice	mg/L	2.1
Alcalinidad	mgCaCO ₃ /L	No detectable

De la caracterización del agua desflemada se observa que la cantidad de fenoles y de la DQO es mayor a la que marca la normativa por lo que este tipo



agua no podría utilizarse para algún proceso. Sin embargo, se observó que los demás parámetros sí cumplen para una posible reutilización, por lo que un tratamiento biológico que remueva las concentraciones excesivas de fenoles y DQO puede ser una opción ya que estos procesos de tratamiento reducen la materia orgánica de los efluentes industriales a un costo menor que los tratamientos químicos.

4.2 Caracterización de la biomasa

Para la caracterización de la biomasa proveniente de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria, se realizaron pruebas microscópicas, donde se observó una escasa población de microorganismos. Se determinaron SST y SSV, los cuales fueron $1,150 \pm 20$ mg/L y 825 ± 5 mg/L, respectivamente. Estos resultados reflejaron que no existe mucha materia volátil (o sea, biomasa) adecuada para iniciar la experimentación.

Durante el desarrollo de la biomasa, 2 meses aproximadamente, con glucosa y medio mineral se realizaron pruebas de control microbiológico mediante la observación en el microscopio y las mediciones de SST y SSV. Después de estos 2 meses, los valores alcanzados fueron de $2,677 \pm 30$ mg SST /L y de $2,563 \pm 24$ mg SSV /L. Esto demuestra que sí hubo un desarrollo de dos veces más de lo que presentaba la biomasa al inicio de la experimentación.

En la Tabla 10 muestra los resultados obtenidos para las mediciones de SST y SSV de las muestras de biomasa provenientes de la planta de la C.U., contenidos en el RCTA, al inicio y a dos meses de desarrollo.



Tabla 10. Resultados de la prueba de sólidos del RCTA

Día	Volumen de la muestra (mL)	SST (mg/L)	SSV (mg/L)
0	20	1,150	825
60	10	2,677	2,563

4.2.1 Aclimatación de la biomasa al fenol

Durante la aclimatación al fenol mediante la adición de éste en diferentes concentraciones se midieron la remoción de fenol, DQO y COD durante 22 días, con el fin de evaluar la degradación por parte de los microorganismos (15 días) y conocer su comportamiento 7 días después de los días establecidos para la aclimatación. La Figura 9 muestra el comportamiento de la degradación del fenol, así como la degradación de la DQO y el COD.

Figura 9. Remoción de contaminantes durante la aclimatación de los microorganismos del RCTA durante los primeros 22 días



La adición del fenol en diferentes concentraciones durante la aclimatación ayudó a la correcta degradación de los contaminantes presentes en el agua sintética, así como para evitar la desestabilización de los microorganismos al estar en contacto con un contaminante tóxico. Después del periodo de aclimatación, 15 días, se conservó la remoción de fenol del 95 a 99.5%, para el COD de 75% y para la DQO se incrementó de 75 a 85%.

4.2.2 Elección del soporte

Para la elección del soporte se usaron tres diferentes materiales los cuales fueron carbón activado, alúmina y piedra pómez. Por pruebas preliminares se construyeron curvas de absorción de fenol, donde el carbón activado presenta altas absorciones de fenol. Por esa razón el carbón activado fue descartado para ser utilizado, debido a que el material debe de ser inerte. Un parámetro importante para que la piedra pómez haya sido elegida sobre la alúmina es que debido a su densidad fue fácilmente fluidificable, a diferencia de la alúmina que, por ser más densa, era más difícil de mantener fluida (pruebas preliminares). Además, presenta una superficie porosa y rugosa que favorece el desarrollo de la biopelícula. En la Figura 10 se puede distinguir la superficie de la piedra pómez al ser vista por MEB.

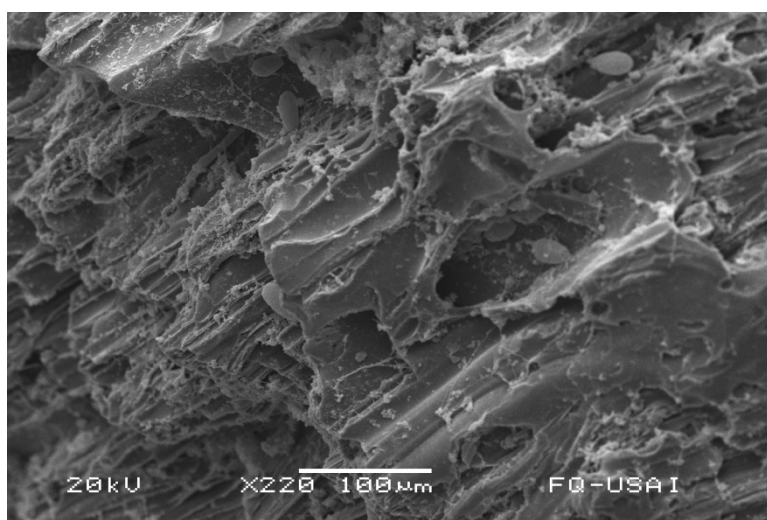


Figura 11. Fotografía de la superficie de la piedra pómez mediante MEB



Para comprobar la porosidad se realizaron pruebas al soporte mediante una cinética descrita por la ecuación de BET. La Tabla 11 muestra los resultados obtenidos de esta prueba y en el Anexo A.2 se presentan las curvas de adsorción y desorción de CO₂ en la piedra pómez.

Tabla 11. Características físicas de la piedra pómez como soporte

Característica	Valor	Unidades
Superficie de área	1.349	m ² /g
Volumen de poro	0.003941	cm ³ /g
Tamaño de poro	116.9	Å

4.2.2 Desarrollo de la biopelícula

Después de 15 días de que el soporte estuvo sumergido en agua sintética en el RCTA, se determinaron los SVT. Los resultados mostraron que sí existe materia orgánica en el soporte debido a que se tienen 16.1 mg SVT /g soporte.

La Figura 12 muestra las fotografías obtenidas del análisis de MEB donde se tiene la presencia de microorganismos en el soporte. Algunos de los microorganismos identificados podrían ser bacterias de distintos tipos, espiroquetas y bacilos.

4.2.3 Determinación del flujo de aire

En las pruebas de fluidificación del soporte se tomó en cuenta un límite inferior para la bomba de aire, que fue de 2.17 L/min y un límite superior de 3.0 L/min, en donde se determinó el flujo de aire mediante la variación hasta llegar a la fluidificación deseada en el RBLF de manera visual. El valor óptimo para la experimentación fue de 2.30 L/min de aire a la entrada, para tener el efecto deseado en la etapa de fluidificación.

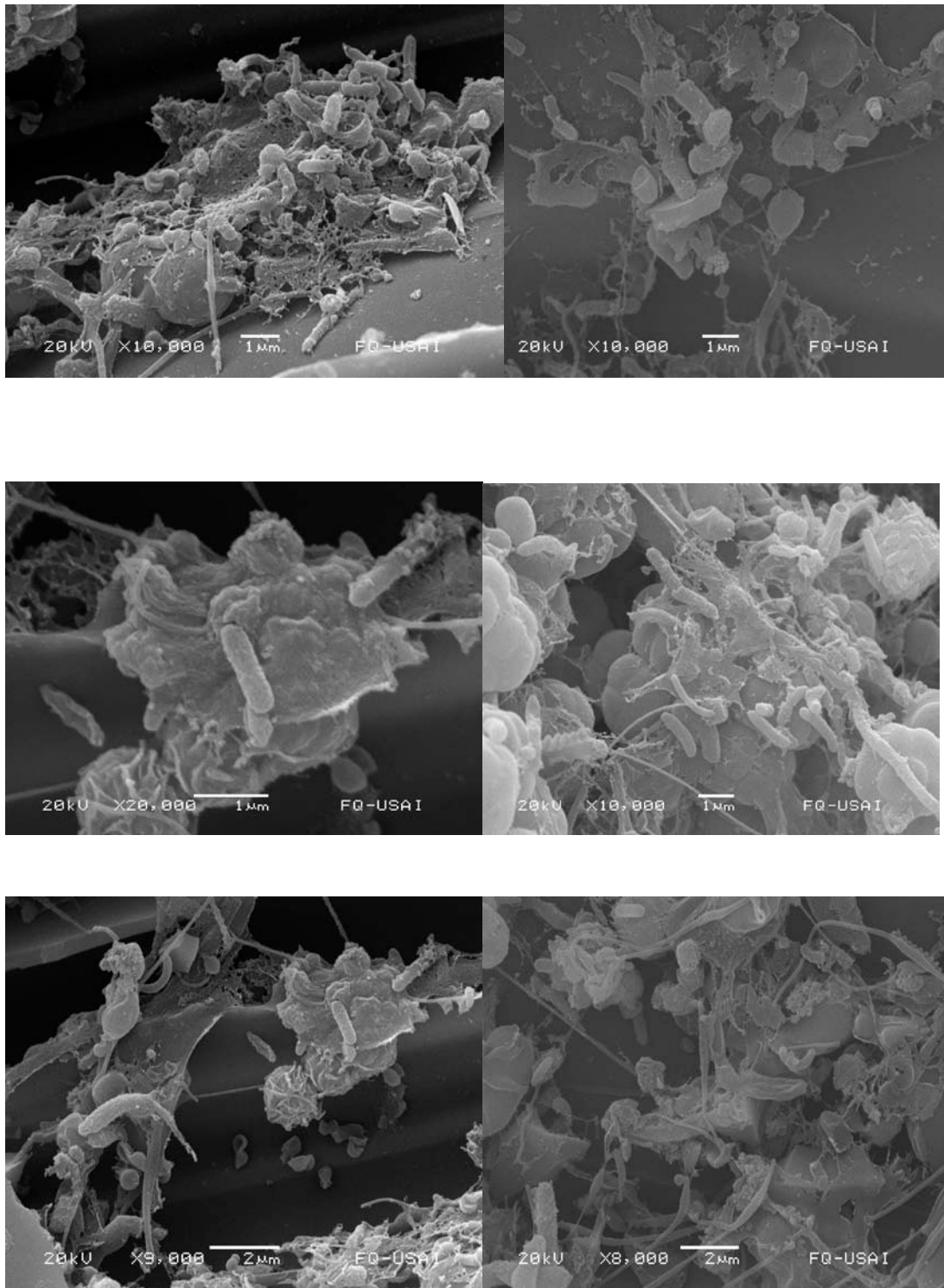


Figura 12. Fotografías de piedra pómez con biopelícula por MEB



4.3 Determinación de F/M, TRH, flujo de alimentación y resultados del RD

El valor de F/M establecido fue de $0.05 \frac{\text{mgCarbonoOrganico}}{\text{mgSolidosVolátiles}}$ y los resultados obtenidos cada 30 min para esta prueba en el RD de las aguas desfleadas se listan en la Tabla 12 para las remociones de COD, compuestos fenólicos y DQO.

Tabla 12. Resultados analíticos obtenidos del reactor discontinuo, RD

t(h)	COD (mg/L)	% Remoción de COD	Conc. fenol mg/L	% Remoción Fenol	Conc. DQO mg/L	% Remoción DQO
0	79.19	0	45	0	248.75	0
0.5	70.03	12	43.77	3	216.25	13
1.5	68.81	13	43	4	193.75	22
2.5	65.26	18	42.50	6	168.75	32
3	62.19	21	40.61	10	141.25	43
4.5	58.66	26	35.5	21	138.75	44
15	57.14	28	6	87	128.75	48
19	34.94	56	6.10	86	88.75	64
24	24.59	69	0.42	99	34.58	86

La Figura 13 representa gráficamente la degradación de los microorganismos aclimatados al fenol de las aguas desfleadas en el sistema discontinuo.

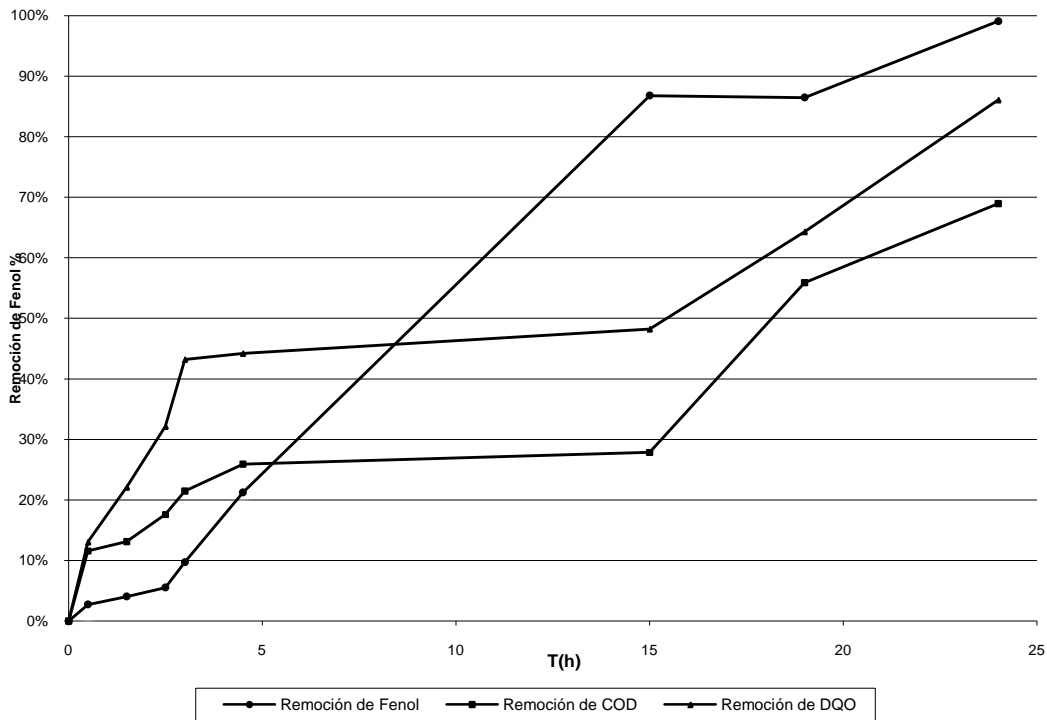


Figura 13. Remoción de contaminantes en el RD en 24 horas

Durante las primeras horas se puede observar que el RD entra en una fase de adaptación a las nuevas condiciones a las cuales se llevó a cabo el experimento, y es por eso que en la representación grafica se observa el aumento paulatino en la degradación de contaminantes, pero conforme pasa el tiempo, el RD entra en un sistema estable, el cual es el tiempo que se considera para realizar la máxima degradación de los contaminantes y también el TRH.

Las remociones obtenidas de contaminantes en el RD fueron de hasta el 99% de compuestos fenólicos, 89% de DQO y 86% de COD. Lo anterior pudo demostrar que realmente los microorganismos aclimatados fueron capaces de transformar el carbono contenido en las aguas desflemdadas en 24 horas de operación del reactor.



4.4 Pruebas de remoción en reactor biológico de lecho fluidificado

Con los resultados obtenidos del RD, se pudieron establecer las condiciones para operar el RBLF las cuales se muestran en la Tabla 13.

Tabla 13 Condiciones de operación RBLF

Condiciones de operación	
Flujo alimentación, L/h	0.15
TRH, h	24
Volumen reactor, L	3.5
Flujo de aire, L/min	2.3

La remoción de los contaminantes principales: compuestos fenólicos, la DQO y el COD, se determinó cada 2 h durante las 10 primeras horas para después a las 20, 26, 30 y 34 obteniendo los resultados de la Tabla 14.



Tabla 14. Resultados de la remoción del RBLF

Tiempo, h	Remoción de fenol, %	Remoción de DQO, %	Remoción de COD, %
0	0	0	0
2	20	23	40
4	59	31	42
6	61	36	52
8	86	83	62
10	72	77	76
20	70	68	74
26	64	18	74
30	60	16	74
34	48	14	59

La remoción de contaminantes en le RBLF alcanzó el valor más alto a las 8 h de operación donde la concentración inicial para los compuestos fenólicos fue de 86 mg/L llegando hasta 12 mg/L. Con esto se logró tener el 86% de los compuestos fenólicos removidos. Para el caso de la DQO, fue del 83% durante 8 h y, para el COD, las remociones fueron del 76% para un tiempo de 10 h de operación. La Figura 14 representa el porcentaje de remoción de estos contaminantes durante las 34 h.

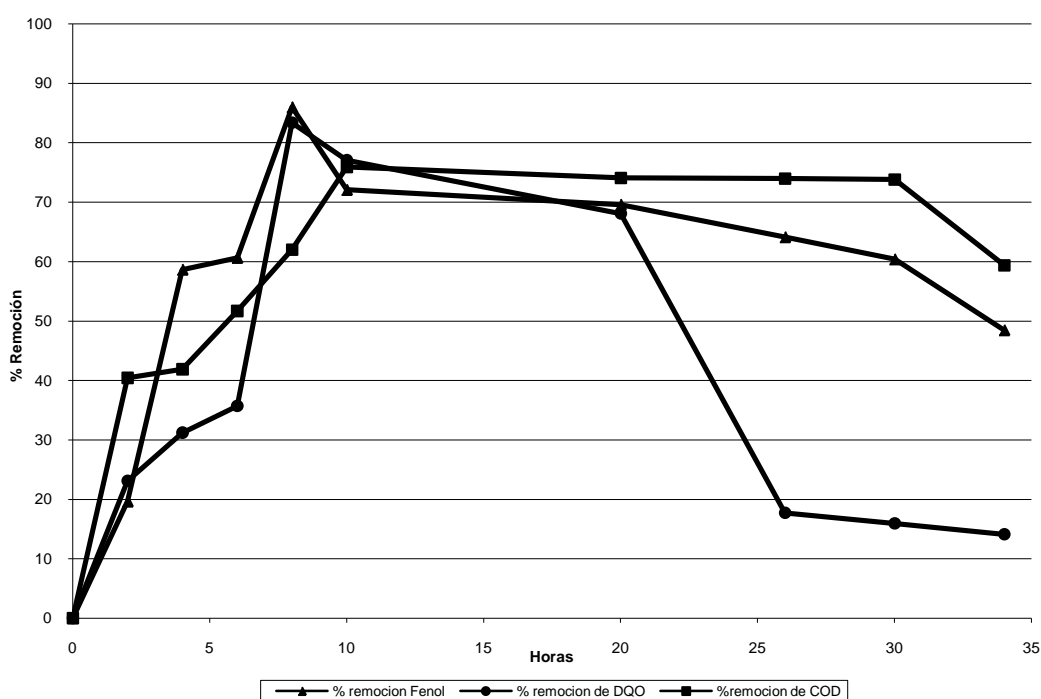


Figura 14. Representación de la remoción de contaminantes en el RBLF



La gráfica anterior muestra que durante la operación del RBLF se tiene una disminución en la remoción de los contaminantes después de 8 a 10 horas. Lo anterior podría atribuirse al desprendimiento de la biopelícula de microorganismos formada sobre el soporte, lo cual se observó visualmente y en el efluente del reactor. Esto parece deberse a un aumento del efecto de cizalla o esfuerzo cortante de las burbujas de la corriente de aire introducida al reactor. Específicamente, después de la 8 h y hasta las 34 h, las remociones disminuyeron para los fenoles totales a 48%, para la DQO hasta el 14% y para el COD hasta el 59%.

4.5 Biopelícula del soporte

De los resultados obtenidos durante la operación del RBLF, los experimentos mostraron que hubo desprendimiento de la biopelícula que estaba sobre el soporte. Éste es uno de los factores importantes a considerar dentro de la experimentación. Para comprobar lo anterior se realizaron mediciones de SSV y SST durante la experimentación del RBLF.

La cantidad de soporte con biopelícula fue de 129.7 g, el cual fue calculado a partir de los SVT obtenidos anteriormente, de $16.1 \frac{mgMV}{gsoporte}$, un valor de F/M de $0.05 \frac{mgCarbonoOrganico}{gSolidosVolátiles}$, el valor de COD de 116 mg/L y un volumen de agua desflemada a tratar de 0.9 L.

Durante la operación del RBLF se determinaron los SST y SSV en el efluente cada 2 horas hasta el tiempo de 10 h y después tomando muestras a los tiempos 20, 26 y 30 h. Los resultados obtenidos de los SST y SSV se muestran en la Tabla 15.



Tabla 15. Desprendimiento de biopelícula en el soporte

Tiempo (h)	SST (mg/L)	SSV (mg/L)
2	810	790
4	620	540
6	290	260
8	370	150
10	230	130
20	140	60
26	120	70
30	80	70

Durante la experimentación se observó el desprendimiento de la biopelícula. Se utilizó un microscopio donde se pudo observar que el efluente contenía microorganismos. La Figura 15 muestra el comportamiento que se siguió en la concentración de SSV y SST en el efluente del reactor biológico de lecho fluidificado.

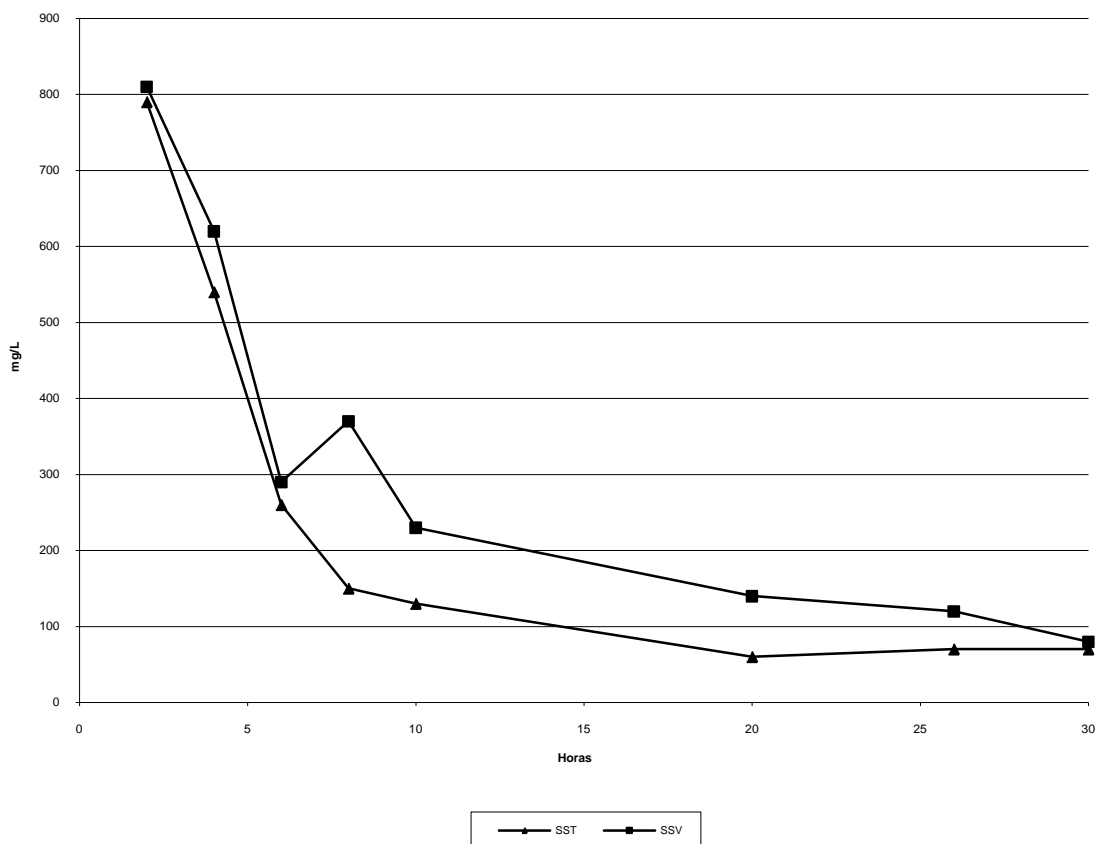


Figura 15. Representación gráfica del desprendimiento de la biopelícula



Los resultados muestran que la adhesión de la biopelícula al soporte no pudo resistir el esfuerzo cortante de las burbujas de aire que ascendían a través del lecho. Los microorganismos fueron arrastrados durante la experimentación, perdiéndose biomasa y, por ende, disminuyendo en vez de conservarse constante los valores de SSV y SST con respecto al tiempo. Lo anterior se vio reflejando en la disminución de las remociones de los contaminantes presentes en las aguas desfleadas, tales como fenoles totales, DQO y COD.

4.6 Pruebas de calidad del agua tratada

A las aguas desfleadas utilizadas para este tipo de tratamiento en los dos tipos de reactores (RD y RBLF) se le determinaron los parámetros más importantes después del tratamiento. El análisis de las aguas tratadas para los dos reactores se presenta en la Tabla 16, que permiten hacer una comparación con las aguas desfleadas al inicio de la experimentación.

Tabla 16. Comparación del agua desfleada con el agua tratada para los dos reactores

Parámetro	Unidades	Aguas desfleadas	Reactor biológico	
			Discontinuo	Lecho fluidificado
Fenoles	mg/L	83	0.42	12
Color	U-Pt	50	125	125
Turbidez	NTU	0.01	0.01	0.01
Sulfuros	mg/L	0.01	0.01	0.01
Conductividad	μ S/cm	23.6	23.6	23.6
Dureza total	mg /L	0.6	98	20
Dureza calcio	mg/L	0.3	28	12
DQO	mg/L	278	35	46
Valor de pH		7	7	7
COD	mg/L	116.4	24.6	28
Sílice	mg/L	2.1	2.66	2.64
Alcalinidad	mg/L	No detectable	No detectable	3



El tratamiento con los dos tipos de reactores muestra resultados favorables para este tipo de aguas con altos contenidos de compuestos fenólicos. Los parámetros que se ven afectados son la dureza total, la dureza de calcio, la alcalinidad y el contenido de sílice.



5 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

De acuerdo con el objetivo planteado de determinar la degradación de compuestos fenólicos presentes en muestras de aguas desflemdas de la refinería en estudio, a nivel de laboratorio, empleando microorganismos adaptados y soportados en un material poroso inerte, en un reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF) se puede concluir lo siguiente:

- La adaptación de los microorganismos al fenol mediante la adición paulatina de éste en un reactor continuo de tanque agitado (RCTA) con un medio sintético logró que los microorganismos tomaran como fuente de energía y de carbono al contaminante a eliminar en las aguas desflemdas logrando remover el 98.5% de los fenoles alimentados así como la formación de la biopelícula en un soporte inerte (piedra pómez).
- Las condiciones de operación establecidas en un reactor discontinuo (RD) considerando el comportamiento de los microorganismos aclimatados a la degradación de los contaminantes, son de un TRH de 24 h, un valor de F/M de $0.05 \frac{\text{mgCarbonoOrganico}}{\text{gSolidosVolátiles}}$, flujos de alimentación de agua residual de 0.15 L/h y de aire de 2.33 L/min, para la operación del reactor biológico de lecho fluidificado (RBLF).
- La utilización de un RBLF con la biomasa microbiana soportada en piedra porosa ligera (piedra pómez) permitió remociones de los contaminantes durante las primeras 8 h hasta de un 86% de los compuestos fenólicos y de un 83% la DQO. En cambio, para el COD, se alcanzó una remoción del 76% durante las 10 primeras horas.
- Debido a la pérdida de biomasa en un 90% durante la prueba experimental en el RBLF, que duró 36 horas, las remociones de los



compuestos fenólicos fueron disminuyendo con el tiempo a partir de la décima hora. Lo anterior pudo deberse a que los microorganismos no tuvieron una buena fijación en el soporte o a que la rapidez de flujo del aire ejercía un esfuerzo cortante que los arrastraba.

- Los resultados de los dos tipos de reactores (RD y RBLF) mostraron que la utilización de biomasa aclimatada a los compuestos fenólicos puede remover arriba de un 80% de este tipo de contaminante.
- La utilización de un RBLF tiene resultados similares en cuanto a remoción de compuestos fenólicos, disminución de la DQO y COD comparados con los obtenidos en un reactor discontinuo con biomasa suspendida.
- El agua desflemada tratada mediante un RBLF con biomasa soportada puede ser reutilizada dentro de la refinería en los sistemas de enfriamiento, ya que los análisis químicos mostraron bajos contenidos de compuestos fenólicos, DQO y COD. Cabe mencionar que, para la reutilización de esta agua tratada, se deben considerar los límites permisibles de los parámetros establecidos dentro de la misma refinería para su uso (Anexo 3).

5.2 Recomendaciones a futuros trabajos

Los resultados obtenidos con este trabajo son satisfactorios, especialmente en las primeras 8 horas de operación, aunque se proponen las siguientes recomendaciones:

- Utilizar otro tipo de soporte o darle un pretratamiento al soporte que garantice que no habrá desprendimiento de la biomasa.



-
- Regular la cantidad de aire alimentado y la forma de las burbujas de aire mediante difusores para tener una mejor transferencia hacia la biopelícula y que estas burbujas no promuevan su desprendimiento.
 - Identificar el tipo de los microorganismos en las poblaciones que fueron encontrados en los reactores biológicos mediante análisis bioquímicos con medios de cultivo selectivos para la identificación de las especies con objeto de promover aquéllas que degraden los fenoles.



ANEXOS

ANEXO A.1

A.1.1 Técnicas utilizadas para determinar calidad del agua

Técnica de determinación de fenol en aguas NMX-AA-050-SCFI-2001

Reactivos

Disolución patrón de fenol (1g/L)

Se preparan 500 mL de disolución patrón. Pesar con precisión 0.5 g de fenol y diluir con agua a 500 mL.

Disolución de 4-aminoantipirina (2 % P/V), duración 4 semanas en refrigeración. Pesar con precisión 2 g de 4-aminoantipirina y disolver en 100 mL de agua.

Disolución de amoníaco (0.5 N)

Diluir 35 mL de amoníaco concentrado en 1 L de agua (hacerlo en la campana de extracción).

Disolución de ferrocianuro de potasio (8 % P/V), duración 3 meses en refrigeración

Pesar con precisión 8 g de ferrocianuro de potasio y disolver en 100 mL de agua, filtrar si es necesario. Almacenar en un frasco ámbar.

Procedimiento

- Tomar seis matraces Erlenmeyer de 250 mL y preparar estándares de fenol como sigue:

Matraz 1 (0 mg/L "blanco"): Adicionar 100 mL de agua únicamente

Matraz 2 (1 mg/L): Tomar 100 μ L de la disolución patrón de fenol (1g/L) y aforar a 100 mL

Matraz 3 (2 mg/L): Tomar 200 μ L de la disolución patrón de fenol (1g/L) y aforar a 100 mL

Matraz 4 (3 mg/L): Tomar 300 μ L de la disolución patrón de fenol (1g/L) y aforar a 100 mL



Matraz 5 (4 mg/L): Tomar 400 μ L de la disolución patrón de fenol (1g/L) y aforar a 100 mL

Matraz 6 (5mg/L): Tomar 500 μ L de la disolución patrón de fenol (1g/L) y aforar a 100 mL

Nota: Hacer esto previamente en matraces aforados de 100 mL

Una vez preparados los estándares y el blanco tratarlos como sigue:

- Añadir a cada matraz 2.5 mL de la disolución de amoníaco 0.5 N. Adicionar 1 mL de la disolución de 4-aminoantipirina y mezclar bien. Posteriormente añadir 1 mL de disolución de ferrocianuro de potasio y mezclar.
- Después de 15 minutos transferir a la celda del espectrofotómetro y leer la absorbancia del blanco y los estándares a 525 nm y llevar a cabo la curva de calibración.
- La muestra problema se trata de la forma que se hizo anteriormente con los estándares.



Técnica de determinación de sílice en agua. Método ASTM D859/88

Reactivos

Solución Patrón de 50 ppm de sílice (SiO₂)

Disolver 0.2367 g de Na₂SiO₃.9H₂O en agua destilada y aforar a un litro. Mézclase bien y guardar en frasco de plástico.

Solución de molibdato de amonio al 10%

Disolver 50 g de Heptamolibdato de amonio tetrahidratado en agua destilada y aforar a 500 ml. El reactivo se disuelve con lentitud necesitando agitación y un poco de calentamiento suave para ayudar a la disolución. Guardar en frasco de plástico.

Solución de HCl 10%

Disolver 50 mL de HCl con. (d=1.19 gr/ml) en 450 mL de agua destilada. Guardar en frasco de plástico.

Solución de ácido oxálico al 10 %

Disolver 100 g de ácido oxálico (C₂H₂O₄*2H₂O) en agua destilada y aforar a 1 L.

Solución se sulfito de sodio

Disolver 170 g de Na₂SO₃ en agua destilada y aforar a 1 litro

Estandarización

Elaborar curva de calibración con los siguientes puntos: 0, 2.5, 5, 10, 15 y 20 mg/L de SiO₂. Esta curva se prepara diluyendo en un matraz volumétrico de 100 mL la cantidad de ml de la solución patrón de 50 mg/L de sílice que se anotan en la tabla y aforando con agua destilada a la marca de 100 mL.

Posteriormente se añaden los reactivos a cada uno de los matraces como se menciona en el análisis de la muestra, para desarrollar la reacción de color.

Se llena la celda del espectrofotómetro y se anota la lectura de la Absorbancia obtenida para cada estándar.



mg/L	ml de Solución Patrón	Aforar a 100 ml	Abs.
0	0	"	0
2.5	5	"	-
5	10	"	-
10	20	"	-
15	30	"	-
20	40	"	-

Graficar la absorbancia obtenida contra las mg/L SiO₂.

Procedimiento

- Preparar un blanco con agua destilada y reactivos, ajustar a 0 de Absorbancia.
- Colocar 50 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
- Agregar 5 ml de HCl al 10 %.
- Añadir 5 ml de molibdato de amonio al 10 %.
- Se agita y se deja reposar 5 min.
- Se añaden 2 ml de la solución de ácido oxálico al 10 %
- Se agita y se deja reposar 2 min.
- Agregar 10 mL de sulfito de sodio (Na₂SO₃)
- Se agita y se deja reposar 2 min.
- Leer el % de Transmitancia en una longitud de onda de 650 nm

Determinar mg/L de SiO₂ por medio de la curva de calibración.



Determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. NMX-AA-036-SCFI-2001

Reactivos

Disolución de ácido sulfúrico o clorhídrico (0,02 N).

Diluir 200 mL de ácido clorhídrico o ácido sulfúrico 0.1 N a 1 L de agua.

Disolución de hidróxido de sodio (0,02 N).

Transferir 200 mL de la solución de NaOH 0.1 N a un matraz volumétrico de 1L. Diluir a 1L con agua.

Disolución indicadora de naranja de metilo.

Pesar aproximadamente y con precisión 0.5 g del colorante naranja de metilo y aforar a 1L con agua. Filtrar la disolución fría para remover cualquier precipitado que se forme. O bien, pesar aproximadamente y con precisión 0.5 g de la sal de sodio y diluir a 1 L con agua, si es necesario filtrar cuando esté fría la disolución.

Disolución indicadora de fenolftaleína.

Pesar aproximadamente y con precisión 5.0 g de fenolftaleína y disolver en 500 mL de etanol, añadir 500 mL de agua con agitación constante. Filtrar si hay formación de precipitado.

Procedimiento

Acidez

Transferir 100mL de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250mL, añadir 2 gotas de solución indicadora de fenolftaleína. Titular con hidróxido de sodio hasta el vire de incoloro a rosa y registrar el volumen empleado.

Transferir 100mL de la muestra en un matraz Erlenmeyer de 250mL, añadir dos gotas de naranja de metilo y titular con hidróxido de sodio hasta el vire del indicador (de amarillo a canela).

Alcalinidad

Transferir 100mL de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250mL, añadir 2 gotas de fenolftaleína, titular con ácido sulfúrico hasta el vire de la fenolftaleína y registrar el volumen ocupado. Adicionar 2 gotas de naranja de metilo y continuar la titulación hasta el vire del naranja de metilo, y registrar el valor.



Cálculos

$$\text{AcidezCaCO}_3 (\text{mg/L}) = \frac{[(mL_{NaOH} * N_{NaOH}) - (mL_{H_2SO_4} * N_{H_2SO_4})] * 50 * 1000}{mL_{muestra}}$$

$$\text{AlcalinidadCaCO}_3 (\text{mg/L}) = \frac{[(mL_{\text{Totales de } H_2SO_4} * N_{H_2SO_4})] * 50 * 1000}{mL_{muestra}}$$

Donde:

50 es el factor de conversión de $\frac{eq}{L}$ a $\frac{mgCaCO_3}{L}$

100 es el factor de conversión de mL a L



Análisis de agua para determinación de la demanda química de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas.

NMX-AA-030-SCFI-2001

Reactivos

Disolución de sulfato de plata en ácido sulfúrico.

Pesar aproximadamente y con precisión 15 g de sulfato de plata y disolver en 1 L de ácido sulfúrico concentrado. El sulfato de plata requiere un tiempo aproximado de dos días para su completa disolución. La disolución formada debe mantenerse en la obscuridad para evitar su descomposición.

Disolución de digestión A (alta concentración).

Pesar aproximadamente y con precisión 10.216 g de dicromato de potasio (ver inciso 4.1.2), previamente secado a 103°C por 2 h, y añadirlos a 500 mL de agua, adicionar 167 mL de ácido sulfúrico concentrado y aproximadamente 33.3 g de sulfato mercúrico. Disolver y enfriar a temperatura ambiente. Aforar a 1 L con agua.

Disolución de digestión B (baja concentración).

Pesar aproximadamente y con precisión 1.021 6 g de dicromato de potasio previamente secado a 103°C por 2 h, y añadirlos a 500 mL de agua. Adicionar 167 mL de ácido sulfúrico concentrado y 33.3 g de sulfato mercúrico. Disolver y enfriar a temperatura ambiente. Aforar a 1 L con agua.

Procedimiento

Precalentar a 150°C el digestor de DQO. Colocar en los tubos de reacción 1.5 mL de la disolución de digestión A o B. Tomar cuidadosamente 2.5 mL de muestra previamente homogeneizada dentro de los tubos de reacción. Cerrar inmediatamente para evitar que se escapen los vapores, asegurarse de que están herméticamente cerrados. Suavemente invertir los tubos varias veces destapando después de cada inversión para liberar la presión. Añadir cuidadosamente 3.5 mL de la disolución de digestión respectiva. Colocar 2.5 mL de agua en un tubo para la determinación del blanco de reactivos. Colocar todos los tubos en el digestor previamente calentado a 150°C y reflujar por 2 h. Retirar los tubos del digestor y dejar que los tubos se enfríen a temperatura ambiente, permitiendo que cualquier precipitado se sedimente. Medir la absorbancia en el espectrofotómetro, previamente calibrado o cuantificar por titulación. Realizar una curva de calibración de distintas concentraciones de una solución de biftalato de potasio contra absorbancia.



Determinación de dureza total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas NMX-AA-072-SCFI-2001

1. Reactivos

Disolución amortiguadora.

Pesar aproximadamente y con precisión 16.9 g de cloruro de amonio y disolver en 143 mL de amoniaco concentrado. Añadir aproximadamente 1.25 g de sal de magnesio de EDTA y diluir hasta 250 mL con agua.

Indicador negro de eriocromo T.

Pesar aproximadamente y con precisión 0,5 g de indicador negro de eriocromo T y agregar 100 g de cloruro de sodio y triturar en el mortero hasta formar un mezcla homogénea. Guardar en un frasco color ámbar. Esta mezcla se conserva en buenas condiciones para su uso durante un año.

Disolución de EDTA (aproximadamente 0,01 M).

Pesar aproximadamente y con precisión 3.723 g de sal disódica del ácido etilendiaminotetra acético dihidratada y disolver en agua y diluir a 1L.

2. Procedimiento

Tomar 50mL de la muestra en un matraz Erlenmeyer de 250mL.

Añadir 1 o 2 mL de solución amortiguadora hasta llegar a un pH de 10 o 10.1

Añadir 0.2g de negro de eriocromo T.

Titular con EDTA 0.01M, hasta que desaparezcan matices rojizos y esperar el vire de rojo a azul.

3. Cálculos

$$DurezaCaCO_3 = \frac{mL(EDTA_{titulación}) * mgCaCO_3(eq.a\ mLdeEDTA) * 1000}{mL_{muestra}}$$



**Análisis de agua para la determinación de sólidos y sales
disueltas en aguas naturales, residuales y residuales
tratadas.**

NMX-AA-034-SCFI-2001

Material

Filtros de 5micras
1 Matraz Kitasato
1 Equipo de Filtración Buchner
1 pipeta volumétrica de 25mL

Procedimiento.

Precalentar en una mufla a 110°C filtros de 5micras durante una hora. Dejar los filtros en un desecador de silica una hora hasta peso constante. Registrar los valores de peso de los filtros (P1). Filtrar con el equipo de filtración 25 mL de la muestra a analizar. Colocar los filtros en la mufla a 110°C por una hora. Dejar los filtros en un desecador una hora hasta alcanzar peso constante. Registrar las pesadas (P2). Colocar los filtros en una mufla a 550°C durante 15 min y dejar en un desecador hasta peso constante. Registrar las pesadas (P3).

Cálculos

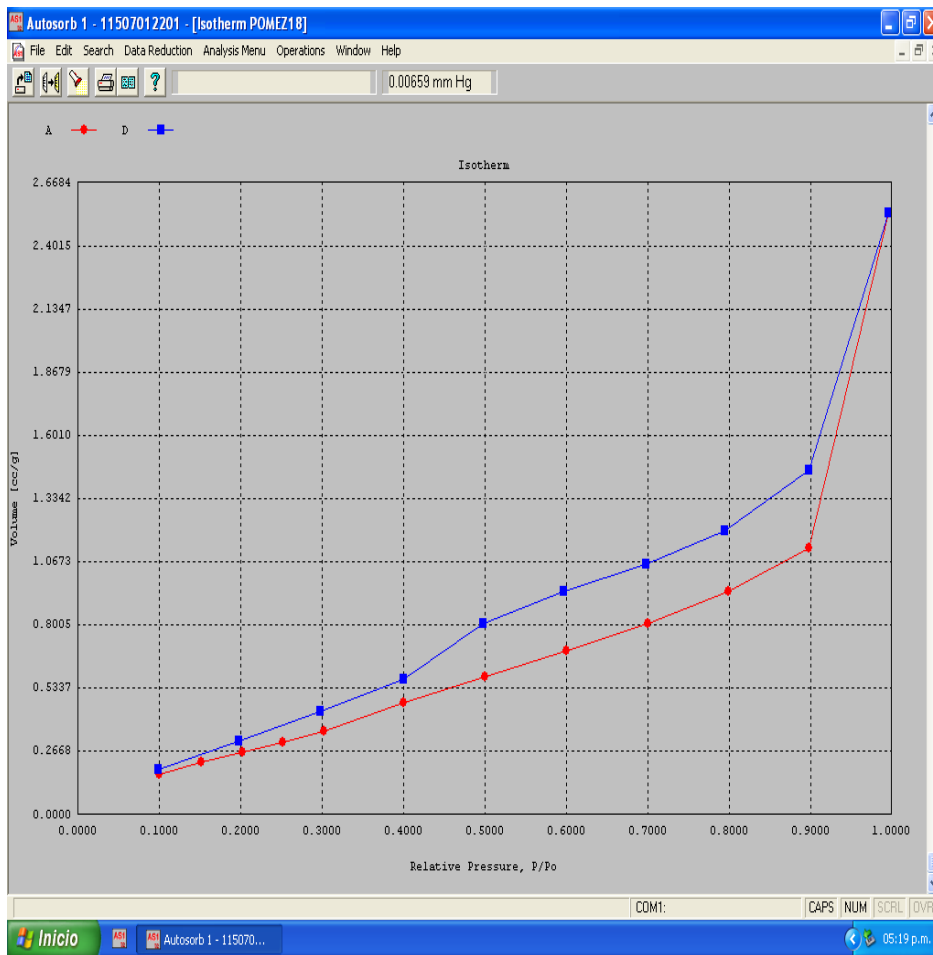
$$\text{Sólidos suspendidos totales } SST = \frac{P2 - P1}{V_{muestra}}$$

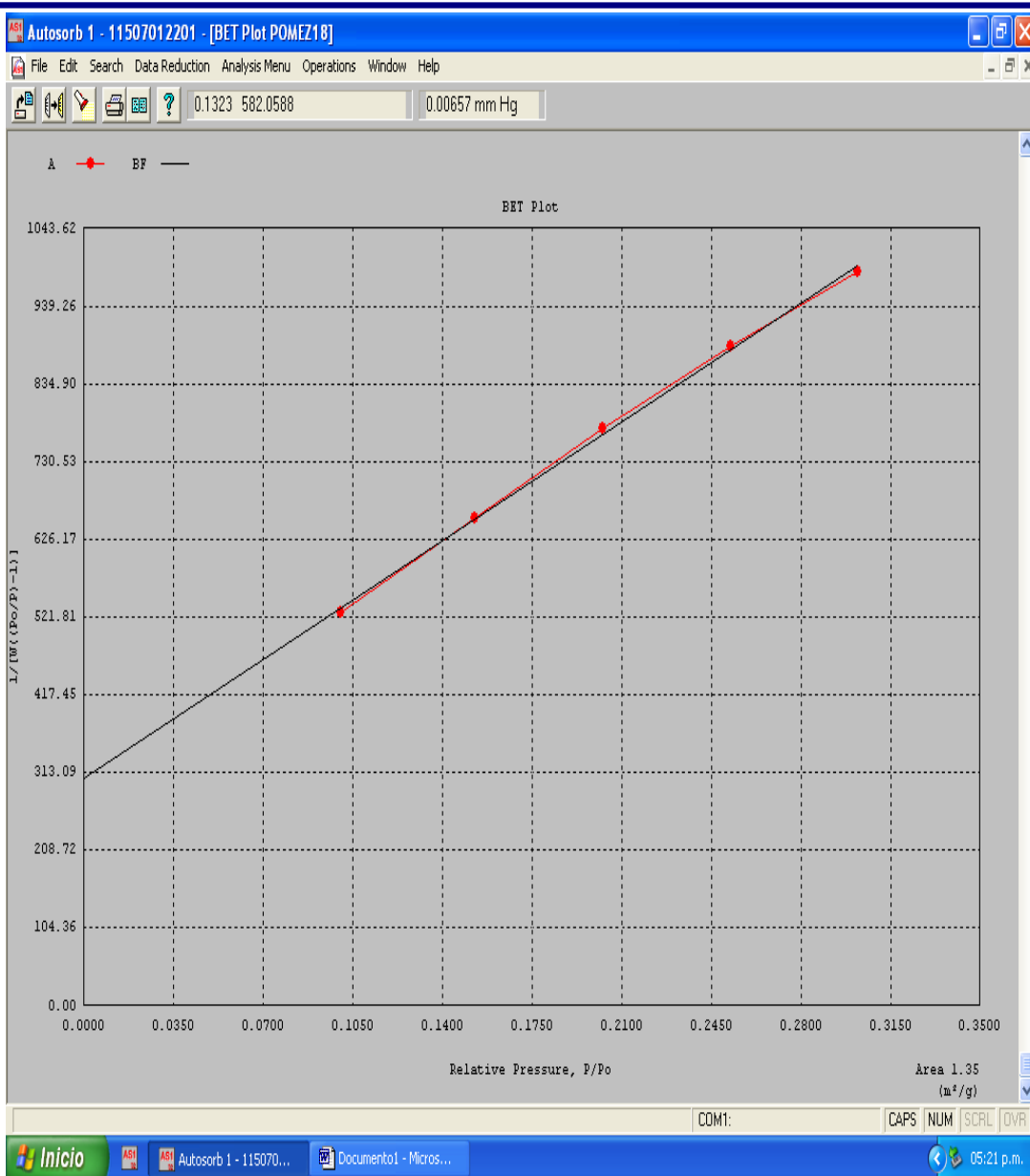
$$\text{Sólidos suspendidos volátiles } SSV = \frac{P2 - P3}{V_{muestra}}$$



ANEXO A.2

A.2.1 Determinación de las características del soporte mediante ecuación de BET





File name: C:\QCdata\PhysData\POMEZ18.raw
Sample ID: pomez18, RAFA Description: POMEZ, RAFA
Comments:

Operator: JAC Sample weight: 0.282 g
Analysis gas: Nitrogen X sect. area: 16.2 Å²/molec Non-ideality:
6.58e-05
Adsbate (DRP): Nitrogen Bath Temp.: 77.30
Outgas Temp: 180.0 °C Outgas Time: 12.0 hrs Analysis Time:
139.3 min
P/Po tolerance: 0 Equil. time: 3 End of run: 03/05/2009
11:56
Station #: 1 PC sw. version: 1.53 TempComp: On



AREA-VOLUME-PORE SIZE SUMMARY

SURFACE AREA DATA

Multipoint BET..... .. 1.349E+00 m²/g

PORE VOLUME DATA

Total Pore Volume for pores with Diameter
less than 7798.1 Å at P/P₀ = 0.99754..... 3.941E-03 cc/g

PORE SIZE DATA

Average Pore Diameter..... .. 1.169E+02 Å



ANEXO A.3

A.3.1 Pretratamiento por punto crítico, especial para muestras microbianas, desarrollado en el Instituto de Fisiología Celular de la UNAM

Reactivos

Tampón de fosfato de sodio pH 7.4
Fosfato de sodio dibásico 100mM. 77ml.
Fosfato de sodio monobásico 100mM. 23ml.

Procedimiento

Fijar la muestra con glutaraldehído al 3%. (100ml)
Lavar 3 veces con solución buffer de fosfatos.
Tinción con OsO₄ al 1% en buffer de fosfatos 2 horas.
Lavar 3 veces con la solución buffer.
Colocar en etanol al 30% 10 min. 2 veces.
Colocar en etanol al 50% 10 min.
Colocar en etanol al 70% 10 min.
Colocar en etanol al 100% 10 min. 3 veces.
Secar la muestra en punto crítico.
Evaporar carbón u oro.
Observar



ANEXO A.4

A.4.1 Límites de calidad recomendados para agua de enfriamiento

PARÁMETRO	LÍMITE PERMISIBLE
Alcalinidad (mg CaCO ₃ /L)	-
Aluminio (mg/L)	-
Calcio (mg CaCO ₃ /L)	300 (máx)
Cobre (mg/L)	0.5 (máx)
Conductividad (μS/cm)	3000 (máx)
DBO (mg/L)	-
DQO (mg/L)	-
Fosfatos (mg/L)	-
Hierro (mg/L)	1.0 (máx)
Manganeso (mg/L)	-
N-NH ₄ ⁺ (mg/L)	-
pH, unidades	7.2-7.8 máx
SDT (mg/L)	1500 (máx)
Sílice (mg/L)	240 (máx)
SST (mg/L)	100 (máx)
Sulfato (mg/L)	-
Sulfuros (mg/L)	-
Velocidad de corrosión MPA	5.0 (máx)
% Inhibición a la incrustación (SiO ₂)	90 (mín)
% Inhibición a la incrustación (CaCO ₃)	90 (mín)
Control bacteriológico	<300,000
Cuenta total bacteriana	Colonias/mL
Sulfato reductoras (Bacterias/mL)	8.0 Máximo
Índice de estabilidad	5.5 min. - 7.5 máx.
Ciclos de concentración	2.5 min. - 5.0 máx.
Ciclos de concentración	3.0 min. - 7.0 máx.
Cloro residual (mg/L)	0.3 min. - 1.0 máx.
Turbiedad (NTU)	40 Máximo
Cloruros (mg/L)	600 Máximo

Límites recomendados de calidad de agua de enfriamiento de acuerdo a EPRI, Electric Power Research Institute, "Use of Degraded Water Sources as Cooling Water in Power Plants", October 2003; y Kunz, R. G., A.F. Yen, and T. C. Hess. "Cooling Water Calculations." Chemical Engineering (August) 61-71. 1977.



ANEXO A.5

A.5.1 Fotografías del RBLF







ANEXO A.6

A.6.1 Cálculos realizados para la realización de la experimentación

Para la determinación de la relación F/M se estableció mediante el cociente entre el valor del COD del agua desfleada y los SSV del RCTA obteniendo los siguientes resultados:

Se utilizó un volumen de agua a tratar de 3.5L.

$$\frac{F}{M} = \frac{COD * (L_{aguadesfleada})}{SSV * (L_{microorganismos})} = \frac{116 \text{ mg/L} * (3.5L)}{2563 \text{ mg/L} * (L_{microorganismos})} = 0.05 \text{ mgCarbonoOrganico / mgSolidosVolátiles}$$

Despejando $L_{microorganismos}$

$$L_{microorganismos} = \frac{(116 \text{ mg/L} * (3.5L))}{2563 \text{ mg/L} * 0.05 \text{ mgCarbonoOrganico / mgSolidosVolátiles}} = 3.16L$$

Cálculo del flujo de alimentación al RBLF

$$\text{Flujo de alimentación} = \frac{V_{agua tratada}}{t_{RH}} = \frac{3.5L}{24h} = 0.15 \text{ L/h}$$

Se calculó la cantidad de soporte a utilizar para el RBLF con los SVT determinada anteriormente teniendo un valor de $16.1 \text{ mgMV / gsoporte}$, también fue utilizado el valor de F/M del RD de $0.05 \text{ mgCarbonoOrganico / mgSolidosVolátiles}$, así como el valor del COD de las aguas desfleadas y el volumen efectivo de la columna que es de 0.9 litros de agua desfleada a tratar con la siguiente relación. También se utilizó la cantidad de aire a la entrada considerada óptima para la fluidización que es de 2.33 L/min



$$\frac{F}{M} = \frac{(COD * L_{\text{agua a tratar}})}{(SVT * g_{\text{sólido soportado}})}$$

$$\frac{F}{M} = 0.05 \frac{\text{mgCarbonoOrganico}}{\text{gSólidosVolátiles}} = \frac{COD * (L_{\text{aguadesflemada}})}{g_{\text{soporte}} * SVT} = \frac{116 \frac{\text{mg}}{\text{L}} * 0.9 L_{\text{aguadesflemada}}}{(g_{\text{soporte}}) * 16.1 \frac{\text{mgMV}}{\text{gsoporte}}}$$

Despejando (g_{soporte}):

$$(g_{\text{soporte}}) = \frac{116 \frac{\text{mg}}{\text{L}} * 0.9 L_{\text{aguadesflemada}}}{(16.1 \frac{\text{mgMV}}{\text{gsoporte}}) * 0.05} = 129.7 g_{\text{soporte}}$$



REFERENCIAS

- Agency for Toxic Substances and Disease Registry. Consultado en 2008. Citado en julio 25 de 2003. Toxicological profile. www.atsdr.cdc.gov/toxprofiles/tp115.
- Altamira N., Rincón N., Marín C., Behling E., Chacín E., Fernández N. 2005. Degradación de fenoles totales durante el tratamiento biológico de aguas de producción petrolera. Universidad Central de Venezuela, Facultad de Ingeniería, Departamento de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Caracas, Venezuela.
- ASTM. 1994. Annual Book of Standards. Determinación de sílice soluble en agua. Método ASTM D859/88. American Society for Testing and Materials. Washington, EEUU.
- Bajaj M., Gallert C., Winter J. 2008. Treatment of phenolic wastewater in anaerobic fixed bed reactor (AFBR).
- Bajaj M., Gallert C., Winter J. 2007. Biodegradation of high phenol containing synthetic wastewater by aerobic fixed reactor.
- Bravo J., Giraldo S., Centeno A., Páez E., 2001, Catalizadores para purificación de aguas industriales que contengan compuestos resistentes a la biodegradación.
- Buswell, C., [Herlihy Y. M.](#), [Lawrence L. M.](#), [McGuiggan J. T.](#), [Marsh P. D.](#), [Keevil C. W.](#), [Leach S. A.](#) 1998. Extended survival and persistence of *Campylobacter* spp., in water and aquatic biofilms and their detection, Applied and environmental microbiology. 64(2):733-741
- Carrillo L. 2003. Microbiología agrícola, Capítulo 3. Actividad microbiana, p. 20. Salta, Argentina
- Consejería de Sanidad, España. Febrero de 2007. Dirección General de Salud Pública, Servicio de Sanidad Ambiental, informe. Madrid, España.
- Contreras E., Albertario E., Bertola N., Zaritzky N. 2008. Modelling phenol biodegradation by activated sludges evaluated through respirometric techniques. Ed. Elsevier. La Plata, Argentina.



- Cuevas G., Tejero I. 2005. Asociación interamericana de ingeniería sanitaria y ambiental. Tratamiento de aguas residuales en un reactor con biopel. Agua Latinoamericana. 7(2): Capítulo III.
- Doble M., Kumar A. 2005. Biotreatment of industrial effluents. Ed. Elsevier-Butterworth-Heinemann. 10a Ed. EEUU.
- DOF. 2001a. Norma Mexicana NMX-AA-030-SCF-2001, análisis de agua - determinación de la demanda química de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.
- DOF. 2001b. Norma Mexicana NMX-AA-034-SCFI-2001, determinación de sólidos y sales disueltas en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.
- DOF. 2001c. Norma Mexicana NMX-AA-036-SCFI-2001, determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.
- DOF. 2001d. Norma Mexicana NMX-050-SCFI-2001, determinación de fenoles totales en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas. Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.
- DOF. 2001e. Norma Mexicana NMX-072-SCFI-2001, determinación de dureza total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.
- Durán A., Varela E. 1999. Sistemas de carbón activado asistidos biológicamente (SCAAB). En red iberoamericana de adsorbentes para la protección ambiental. Capítulo XI. México D. F. México.
- Fuchs G. 2008. Metabolism of aromatic compounds. Notas de un curso sobre Microbiología. Faculty of Biology, University of Freiburg. Freiburg, Alemania.
- García J. 2008. Estudio cinético de ozonación de aguas residuales de una refinería: Aguas desflemdadas. Tesis licenciatura. UNAM, Facultad de Química. México D.F. México.



-
- González O., González S., Maldonado L. 2003. Tratamiento de agua residual municipal utilizando biopelículas en suspensión. Informe de investigación. UNAM, Instituto de Ingeniería. México D.F. México.
 - Hermoso S. 2008. Biodegradación aerobia de fenol en aguas y aguas residuales de refinería empleando reactores de flujo cerrado. Tesis licenciatura. UNAM, Facultad de Química. México D.F. México.
 - Hollender J., Davis G., Hollender M., Reed D. 2006. Long term implications of environmental toxicity. Naturally Clean New Society Publishers. Pp. 61-62. N. Y., EEUU.
 - INE, Instituto Nacional de Ecología, <http://www.ine.gob.mx>
<http://www.ine.gob.mx/publicaciones/>
 - Iwai, S., Kitao T. 1994. Wastewater treatment with microbial Films. Technomics Publishing Company, Inc. Pp. 1-62. Lancaster, PA, EEUU.
 - Kraus R. 2004. Industrias químicas, petróleo y gas natural. Enciclopedia de salud y seguridad en el trabajo. Sumario. Organización Internacional del trabajo. España.
 - Lazcano-Arriola L. M., Ortiz-Ramírez J. A., Ramírez-Zamora R. M., Durán-Moreno A. 2003. Evaluación de la biodegradabilidad de diferentes aguas residuales pretratadas con el método de Fenton. En XIV Congreso Nacional de Ingeniería Sanitaria y Ambiental. Mayo 12 al 14 de 2004. Mazatlán, Sinaloa, México.
 - Luna-Pabello V.M. 1987. Estudio de los protozoarios ciliados presentes en un sistema de tratamiento por medio de biodiscos. Tesis de licenciatura. UNAM, Facultad de Ciencias. México D.F. México.
 - Luna-Pabello V.M. 1993. Estudio comparativo de las poblaciones de protozoarios ciliados en un reactor de biodiscos alimentado con diferentes substratos. Tesis de Doctorado en Ciencias (Ecología). UNAM, Facultad de Ciencias. México D.F. México.
 - Metcalf & Eddy, Inc. 2000. Ingeniería de aguas residuales: Tratamiento, vertido y reutilización. Volumen 1. 3a Ed. Mc. Graw Hill. Nueva York, EEUU.



-
- PEMEX Refinación. 2005. Bases de diseño de Aguas Amargas. Última revisión en febrero de 2005. Minatitlán, Veracruz, México.
 - Ramalho R. S. 1991. Tratamiento de aguas residuales. Ed. Reverté, S. A. Capítulos 5 y 6. México D.F. México.
 - Ribeiro R., Lima A. P., Ginoris P., Coelho M. 2005. Remoção biológica de fenol e nitrógeno amoniacal de efluentes em reator batelada seqüencial. VI Congresso Brasileiro de Engenharia Química em Iniciação Científica. Brasil.
 - Rodríguez G. 2002. Tratamiento de aguas residuales en un reactor con biopel. Agua Latinoamericana. 7(2):1-5.
 - Saucedo R., Manzanares L., Nevárez V., Bautista R., Solís F., Córdoba L., Carrazco J., Andrade. 2007. Concentración de biopelícula y eficiencia de un reactor de lecho fluidificado empacado con dos nuevos materiales de soporte. ISSN. España.
 - Veeresh S., Kumar P., Mehrotra I. 2006. Biodegradation of phenol with wastewater as a co-substrate in upflow anaerobic sludge blanket reactor, american society of civil engineers journal.132 (11): Pp. 1539-1542.
 - Wang T. 2006. Biodegradation of high concentration phenol containing heavy metal ions by functional biofilm in bioelectro-reactor. Journal of environmental science (China). 18(4):639-43.
 - Welter A., Romero J., Grumelli Y., Sánchez J., Ascar G. 2005. La biopelícula en los procesos RBC.
 - Wiesmann U., Choi I., Dombrowski E. 2007. Fundamentals of biological wastewater treatment. Ed. Wiley-VCH. Pp. 151-167. Alemania.
 - Woodard & Curran Inc. 2006. Industrial Waste Treatment Handbook. 2a Ed. Elsevier-Butterworth-Heineman. EEUU.