



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE QUIMICA

USO DE UN BIOFILTRO DISCONTINUO SECUENCIAL
PARA LA BIODEGRADACION DE UN EFLUENTE DE
LA INDUSTRIA TEXTIL QUE CONTIENE
COLORANTES AZO.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
QUIMICA FARMACEUTICA BIOLOGA
P R E S E N T A :
ITALIVI LINARES ZENTENO



MEXICO, D.F.



2000

EXAMENES PROFESIONALES
FACULTAD DE QUIMICA



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	PROF. LILIA VIERNA GARCIA
VOCAL	PROF. ROSA DEL CARMEN MATEOS MARCOS
SECRETARIO	PROF. GERMAN BUITRON MENDEZ
1 ER SUPLENTE	PROF. MARCO ANTONIO ORTIZ JIMENEZ
2 DO SUPLENTE	PROF. JOSE ADELFO ESCALANTE LOZADA

SITIO DONDE SE DESARROLLO EL TEMA:

**CIUDAD UNIVERSITARIA; INSTITUTO DE INGENIERÍA, U. N. A. M.
COORDINACION DE BIOPROCESOS AMBIENTALES.**

ASESOR DEL TEMA:

DR. GERMAN BUITRON MENDEZ



SUSTENTANTE:

ITALIVI LINARES ZENTENO



AGRADECIMIENTOS

A La *Universidad Nacional Autónoma de México* por haberme dado la oportunidad de ser alguien, cuna de mis conocimientos y amigos.

Al Instituto de Ingeniería, división de Bioprocesos ambientales por abrirme las puertas y permitir la realización de este trabajo.

Al Dr. Germán Buitrón Méndez, quien con su invaluable apoyo y conocimientos llevó a cabo la dirección de esta Tesis. *Dr. Buitrón merece todo mi respeto y admiración.*

A la Maestra Rosa del Carmen Mateos Marcos que más allá del apoyo durante la revisión y valiosas recomendaciones, forma parte de mi superación profesional y personal. *Eres una buena amiga.*

A las Maestras Rosa del Carmen Mateos Marcos y Lilia Vierna García por el tiempo dedicado a la revisión de este trabajo.

A la Bióloga Gloria Moreno, Maribel Quezada y Arturo Cruz, su apoyo incondicional en todo momento permitió la realización del presente trabajo.

DEDICATORIAS

A mi madre el mejor ejemplo que pudiera tener, ejemplo de superación y amor, no conoceré a nadie que pueda amarme de esta manera, jamás podré pagar el esfuerzo y dedicación que has brindado a mi bienestar. Te quiero mucho.

A mi madre y hermanas con quienes he compartido los peores y mejores momentos de mi vida, llenaron de luz mi infancia, compartieron mi adolescencia, no importa de que forma *Siempre estaremos juntas*.

A mi Padre que sin importar las historias tristes y los trechos que no caminamos juntos, lo que viene también importa, Te quiero Papi...

A mi Abuelita Finita, reflejo de la rectitud, y dulzura, no importa que tan lejos estés, Te quiero.

A mi Abuelito Pedro, como deseo haberte conocido, escuchado tus consejos y empapado de tu sabiduría...

A mis abuelos paternos, quienes vivieron mi infancia, forman parte de mí.

A La familia Zenteno B. y Zenteno Nah con quienes he pasado momentos inolvidables.

A mis tíos, Pedro, Carlos, Humberto, y Ariel Zenteno, personas admirables de mi vida.

A mis amigos Malena, Angélica, Angeles, Paty, Adriana, Gaby y David por aceptarme tal cual soy, escucharme y comprenderme, nunca los olvido.

A mi amigo Bernardo que aunque todo tiene un fin siempre recuerdo los bellos momentos.

A Samuel Enoch con quien he contado y contaré por siempre, su presencia
significa el amor, que haría sin ti en mi camino.
Siempre estaremos juntos, Te amo.

ABREVIATURAS

- A_0 = Absorbancia a 614 nm inicial dentro del reactor.
- A_f = Absorbancia a 614 nm al final del tratamiento.
- API** = Analytical Profile Index.
- B_v = Carga orgánica eliminada por Litro por día.
- C.I.** = Color Index.
- C_0 = Unidades de Color Pt/Co iniciales dentro del reactor.
- C_f = Unidades de Color Pt/Co al final del tratamiento.
- Pt/Co** = Unidades de Color Pt/Co.
- 4CF** = 4-Clorofenol.
- DBO** = Demanda Bioquímica de Oxígeno.
- DQO** = Demanda Química de Oxígeno.
- L** = Litros.
- λ = Longitud de onda, **nm** = nanómetros.
- L.d** = Litros por día
- MetOH** = Metanol.
- RA** = Reactor Inoculado con biomasa aclimatada al colorante azo RA151.
- RA151** = Colorante azo Rojo ácido 151.
- RL** = Reactor inoculado con lodos activados.
- SBBR** = Biofiltro Discontinuo Secuencial.
- SBR** = Reactor Discontinuo secuencial.
- S_0 = Concentración en DQO inicial dentro del reactor.
- S_f = Concentración final en DQO al final del tratamiento.
- S_i = Concentración en DQO en el tanque de alimentación.
- SSF** = Sólidos Suspendidos Fijos.
- SST** = Sólidos Suspendidos Totales.
- SSV** = Sólidos Suspendidos Volátiles.
- t_c = Tiempo de ciclo.
- UFC** = Unidades Formadoras de Colonia.
- UV** = Ultravioleta.
- VIS** = Visible.
- $\%E_{DQO}$ = Eficiencia de eliminación en DQO.
- $\%E_{(PtCo)}$ = Eficiencia de eliminación de unidades de Color Pt/Co.
- $\%E_A$ = Eficiencia de eliminación de absorbancia a 614 nm.

CONTENIDO	I
ABREVIATURAS.....	II
LISTA DE FIGURAS.....	III
LISTA DE TABLAS.....	V
RESUMEN.....	VI
I. GENERALIDADES.....	1
I.1 Aguas residuales de la industria textil.....	1
I.2 Proceso de elaboración de textiles.....	1
I.3 Compuestos xenobióticos.....	5
I.3.1 Los Colorantes.....	6
I.3.2 Los Colorantes azo.....	6
I.3.3 Nomenclatura de los colorantes azo.....	7
I.3.4 Clasificación de los colorantes azo.....	8
I.4 Los colorantes y el ambiente.....	10
I.5 Transformaciones de Xenobióticos en sistemas microbianos.....	11
I.6 Eliminación de los colorantes.....	13
I.7 Sistemas de tratamiento biológico.....	14
I.7.1 Sistemas con biopelícula.....	15
I.8 El proceso SBR (Sequencing Batch-Reactor ó Reactor Discontinuo Secuencial).....	16
I.8.1 Fases del SBR.....	17
I.8.2 Sistema SBBR.....	18
I.9 Uso del SBR para el Tratamiento de compuestos tóxicos.....	19
I.10 Biodegradación de colorantes azo.....	19
II. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS.....	23
II.1 Justificación del empleo del sistema.....	23
II.2 Objetivos.....	24
III. ESTRATEGIA EXPERIMENTAL.....	25
III.1 Caracterización de los lotes de agua residual.....	25
III.2 Sistema de Tratamiento biológico.....	26
III.2.1 Inoculo.....	26
III.2.2 Condiciones y modo de operación.....	26
III.3 Parámetros determinados.....	28
III.4 Tratamiento de los datos.....	29
III.5 Actividad respirométrica.....	30
III.6 Adsorción sobre la biomasa.....	32
III.7 Crecimiento, aislamiento e identificación bacteriológica.....	33
III.7.1. Crecimiento.....	33
III.7.1.1 Medio de cultivo.....	33
III.7.1.2 Selección de la concentración adecuada de efluente en el medio de cultivo.....	33
III.7.2. Aislamiento, características macroscópicas y microscópicas de las cepas puras de bacterias degradadoras del efluente textil.....	35
III.7.3. Identificación de las cepas puras de bacterias aisladas.....	35

IV. RESULTADOS - ETAPA 1.....	37
IV.1 Caracterización del lote 1 de agua residual.....	37
IV.2 Parámetros determinados.....	38
IV.3 Eficiencias de eliminación.....	39
IV.3.1. Materia orgánica (biodegradación).....	39
IV.3.2. Color (Unidades Pt/Co).....	40
IV.3.3 Eliminación de los colorantes.....	41
IV.4 Capacidad de eliminación.....	42
IV.5 Calidad del efluente obtenido.....	43
IV.6 Discusión.....	44
V. RESULTADOS - ETAPA 2.....	47
V.1 Caracterización del lote 2 de agua residual.....	47
V.2. Parámetros determinados.....	48
V.3. Eficiencias de eliminación.....	48
V.3.1 Carga orgánica (Biodegradación).....	48
V.3.2 Eliminación de Color (Pt/Co).....	51
V.3.3 Eliminación de los colorantes.....	52
V.4. Capacidad de eliminación.....	54
V.5. Discusión.....	56
VI. ETAPA 2. ESTABILIDAD DEL SISTEMA.....	57
VI.1 Eficiencias de eliminación.....	57
VI.1.1 Materia orgánica (Biodegradación).....	57
VI.1.2 Color (Pt/Co).....	58
VI.1.3 Colorantes.....	59
VI.2. Capacidad de eliminación.....	60
VI.3 Discusión.....	61
VII. ETAPA 2. CALIDAD DEL EFLUENTE.....	62
VII.1 Discusión.....	65
VIII. ETAPA 2. EMPAQUE, FORMACIÓN DE BIOPELÍCULA Y ADSORCIÓN.....	67
VIII.1 Empaque y formación de biopelícula en el sistema.....	67
VIII.2 Pruebas de Adsorción.....	70
VIII.3 Discusión.....	72
IX. ETAPA 2. IDENTIFICACIÓN BACTERIOLOGIA.....	74
IX.1 Crecimiento.....	74
IX.1.1 Selección de la concentración adecuada de efluente en el medio de cultivo.....	74
IX.1.2 Aislamiento de las cepas de bacterias que degradan el efluente Textil.....	76
IX.2 Identificación de las cepas de bacterias aisladas.....	77
IX.3 Discusión.....	82
X. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVAS.....	84
X.1 CONCLUSIONES.....	84
X.2 PERSPECTIVAS.....	86

XI.REFERENCIAS.....	88
ANEXO 1. RESULTADOS DEL ESTUDIO A PEQUEÑA ESCALA.....	93
ANEXO 2.- RESULTADO OBTENIDOS AL OPERAR EL REACTOR PILOTO.....	95
ANEXO 3.- REPRESENTACIÓN DE LA ELIMINACIÓN DE LOS COLORANTES	98
ANEXO 4.- CINÉTICAS DE ELIMINACIÓN	100

LISTA DE FIGURAS

- Fig.I.1. Nomenclatura según el Color Index (C.I. Número; C.I. Nombre).
- Fig.I.2. C.I. Rojo Acido 1.
- Fig.I.3. C.I. Amarillo Básico 19.
- Fig.I.4. C.I. Rojo Directo 28.
- Fig.I.5. C.I. Amarillo Reactivo 2
- Fig.I.6. C.I. Rojo disperso 13.
- Fig.I.7. Representación esquemática de un biofiltro.
- Fig. I.8 Esquema general de las Fases del sistema SBR
- Fig.IV.1. Espectro de absorción (VIS) del efluente crudo y extraído con metanol (1:5). En donde ninguno de los máximos se desplazó por efecto de la neutralización entre 6.8 y 7.2.
- Fig.IV.2. Eficiencia de eliminación de DQO por el sistema a varias Concentraciones (S_0).
- Fig. IV.3. Eficiencias de eliminación de color Pt/Co por sistema RL.
- Fig.IV.4. Eliminación de los colorantes.
- Fig.IV.5. Carga de DQO eliminada a diferentes concentraciones iniciales (S_i).
- Fig.IV.6. DQO final en RL y RA para diferentes concentraciones S_0 .
- Fig.V.1. Máximos de absorción del efluente textil.
- Fig.V.2 Eficiencias de biodegradación a varias concentraciones iniciales.
- Fig.V.3. Comportamiento de las eficiencias de eliminación de color (Pt/Co) a diferentes concentraciones iniciales.
- Fig.V.4. Eliminación de los colorantes a varias concentraciones del efluente industrial textil.
- Fig.V.5. Carga orgánica eliminada por el sistema.
- Fig.VI.1. Eficiencias de eliminación de la DQO
- Fig.VI.2. Eficiencias de eliminación de color en unidades Pt/Co.
- Fig.VI.3. Eficiencias de eliminación de la absorbancia a 614 nm.
- Fig.VI.4. Comportamiento de los valores de carga orgánica eliminada durante varios ciclos a concentración inicial S_i de 2675 mg DQO/L y S_0 de 2000 mg DQO/L.
- Fig. VII.1 Representación de incremento en la DQO final conforme se aumenta la concentración desde los 300 hasta los 2400 mg DQO/L.
- Fig.VII.2 Cinética de Biodegradación (DQO), desaparición de color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm (ciclo 21) a concentración de 1500 mg DQO/L.

Fig.VII.3 Actividad endógena y frente al acetato de sodio de lodos no aclimatados al efluente textil.

Fig.VII.4 Consumo de oxígeno encontrado para el influente del reactor (agua residual textil) y efluente del tratamiento biológico.

Fig.VIII.1 Comportamiento de los sólidos suspendidos volátiles durante el tratamiento y efecto de la purga de lodos sobre este parámetro.

LISTA DE TABLAS

- Tabla I.1. Ramas industriales potencialmente más contaminantes. Información tomada de (INEGI; Estadísticas del medio ambiente 1994).
- Tabla I.2. Sustancias contaminantes que pueden encontrarse en las aguas del proceso del teñido.
- Tabla III.1. Etapas del trabajo experimental.
- Tabla III.2. Caracterización del Efluente.
- Tabla III.3. Condiciones en ambas etapas del trabajo.
- Tabla III.4. Adición de nutrientes.
- Tabla III.5. Diferencias en la operación en las etapas (1) y (2) del trabajo.
- Tabla III.6. Parámetros determinados y técnicas analíticas.
- Tabla III.7. Composición del medio de cultivo Peptona de caseína.
- Tabla IV.1. Parámetros determinados al primer lote de efluente industrial textil.
- Tabla V.1. Efecto de la remoción de fibra del agua residual.
- Tabla V.2. Características del efluente textil (Lote 2).
- Tabla V.3. SSV purgados y cantidad de biomasa fija y en suspensión previo y posterior a la purga del sistema. Los SSV fijos y en suspensión se midieron en los ciclos 56 y 57 en condiciones normales de operación.
- Tabla V.4. Segunda purga realizada al sistema en el ciclo 70 de funcionamiento.
- Tabla V.5. Biomasa adherida al tezontle en los ciclos 16, 26, 40 y 56.
- Tabla VII.1 Consumo de oxígeno disuelto por los sistemas en presencia de diferentes sustratos.
- Tabla VIII.1 SSV purgados y cantidad de biomasa fija y en suspensión previo y posterior a la purga del sistema. Los SSV fijos y en suspensión se midieron en los ciclos 56 y 57 en condiciones normales de operación.
- Tabla VIII.2 Segunda purga realizada al sistema en el ciclo 70 de funcionamiento.
- Tabla VIII.3 Biomasa adherida al tezontle en los ciclos 16, 26 y 40.
- Tabla IX.1 Concentraciones finales de efluente textil en el medio de cultivo y efecto de la misma en el crecimiento de la población bacteriana.
- Tabla IX.2 Morfología colonial y características macroscópicas de las colonias aisladas.
- Tabla IX.3 Características microscópicas de las bacterias de las colonias aisladas.
- Tabla IX.4 Micropruebas bioquímicas que se realizan en la tira reactivo de API 20E.
- Tabla IX.5 Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 1).

Tabla.IX.6 Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 2).

Tabla.IX.7 Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 3).

Tabla.IX.8 Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 4).

Tabla.IX.9 Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 5).

Tabla IX.10 Resultados de la identificación de las bacterias responsables de la biodegradación del efluente industrial textil.

Esquema 1. Selección de la concentración adecuada de efluente.

RESUMEN

Se estudió la biodegradación aerobia de dos lotes de un efluente real de la industria textil que contenían colorantes azo básicos en mayor proporción. El estudio se dividió en dos grandes etapas principales.

En la etapa 1 se operaron dos biofiltros empacados con tezontle en forma discontinua secuencial con volumen de 520 mL, uno de los sistemas fue inoculado con lodos activados (RL), y el otro con biomasa aclimatada al colorante azo Rojo ácido 151(RA). Las eficiencias de eliminación de DQO, Color (Pt/Co), colorantes ($\lambda=614$ nm) y carga orgánica eliminada fueron seguidas. Para los dos sistemas las eficiencias de biodegradación se mostraron mayores al 80%. Sin embargo esta etapa sugirió que el empleo de un inóculo más diversificado, como es el de los lodos activados, muestra mejores resultados. La diversidad metabólica logra mediante eventos concertados favorecer la biodegradación, eliminación de color y colorantes del efluente de la industria textil.

En la etapa 2 se operó un sistema semejante a RL con un volumen de 8L y los parámetros a evaluar fueron los mismos. Todas las eficiencias fueron cercanas al 80% durante el estudio. Los parámetros seguidos sugieren que más allá de una concentración de 2000 mg DQO/L el sistema se muestra inestable. La máxima carga orgánica eliminada se obtuvo alimentando a 2000 mg DQO/L igual a 2283 mg DQO/L.d en donde las eficiencias de eliminación se mantienen cerca al 80%. La estabilidad del sistema evaluada a concentración de 2000 mg DQO/L y tiempo de ciclo de 1 día, mostró para todos los parámetros variaciones insignificantes. A pesar de que el sistema se mostró estable a la concentración mencionada pudo observarse que debido al tratamiento aerobio se formó mucha biomasa, en esta etapa se observó que el eliminar el exceso de SSV provoca un efecto positivo sobre el tratamiento. La cinética de eliminación mostró que el tratamiento biológico se ve limitado por la capacidad de los microorganismos de degradar el resultante del tratamiento debido a la presencia de materia poco biodegradable que pudo formarse durante el tratamiento o que ya existía en el efluente.

La biodegradación del efluente se realizó principalmente por 5 cepas *Pseudomona sp.*, *Tatumella ptyseos*, *Flavobacterium odoratum*, *Aeromonas sp.*, y *Citrobacter freundii*.

I.GENERALIDADES

I.1. Aguas residuales de la industria textil

Los desechos generados en los procesos industriales son liberados al ambiente en forma de (1) agua residual (descarga de efluentes a cielo abierto o a ríos), (2) emisiones a la atmósfera y (3) residuos sólidos, estos desechos tienen un impacto importante sobre los ecosistemas, sobre todo en aquellos casos en que se supera la capacidad natural de depuración de estos contaminantes.

La mayoría de los ríos, lagos así como algunas regiones marinas sufren constantemente de una contaminación intensiva ocasionada por los desechos y las aguas residuales. La depuración natural del agua y suelo es de importancia ya que debido a este proceso los ríos, lagos etc. son limpiados (Ruiz, 1996).

En la actualidad la industria manufacturera en México esta integrada por nueve divisiones de actividad las cuales se subdividen posteriormente en ramas, hoy se considera existen 12 ramas potencialmente contaminantes dentro de las cuales se encuentra la rama textil (INEGI, 1994).

Tabla I.1. Ramas Industriales potencialmente más contaminantes. Información tomada de (INEGI; Estadísticas del medio ambiente 1994).

RAMAS INDUSTRIALES POTENCIALMENTE MAS CONTAMINANTES MÉXICO 1988	
Cemento	Celulosa y Papel
Textil	Otras Industrias
Cerámica y Otros minerales no metálicos	Metálica Ferrosa
Química	Alimentos y Bebidas
Metálica no Ferrosa	Maquinaria y equipo
Vidrio	Hule

Muchos de los procesos que se desarrollan en la industria textil son procesos que emplean agua, de manera que gran parte de la contaminación producida por estas industrias es liberada en forma de agua residual.

El proceso de elaboración de los productos textiles es complejo y contribuye en gran medida a la contaminación de las aguas. El proceso involucra una serie de etapas durante las cuales el agua empleada adquiere diversos contaminantes, residuos de fibra y una diversidad de sustancias químicas que posteriormente pueden encontrarse en las aguas residuales de estas industrias.

Además diferencias en las técnicas de manufactura, tipo de producto textil, experiencia del fabricante, empleo de materias primas, etc., afectan de manera directa la composición de estos efluentes.

I.2. Proceso de elaboración de textiles

Todos los productos textiles tienen origen en la lana, algodón, fibras sintéticas o combinación de ellas, los tres procesos generales que se realizan para llegar al producto terminado incluyen (1) el hilado, (2) tejido y (3) acabado. Algunos de los procesos particulares que se realizan en las etapas son: (1) aprestado, (2) desaprestado, (3) restregado, (4) blanqueado, (5) mercerizado, (6) carbonizado, (7) teñido, y algunas veces (8) terminados especiales como son el estampado, resistencia al fuego, resistencia a la polilla y resistencia al agua.

A continuación se menciona en que consiste cada uno de los procesos para elaborar un textil, además de algunas características que presentan sus aguas residuales: (Correia, Stephenson y Judd, 1994).

Hilado: Las fibras individuales se juntan y enredan formando el hilo, este es un proceso en seco por lo que no genera aguas contaminadas.

Aprestado: Una vez formado el hilo este pasa por el proceso de aprestado que tiene la finalidad de hacer más tenso el hilo para facilitar el tejido, los principales agentes empleados son almidón, almidón modificado, alcohol polivinílico, acetato de polivinilo, carboximetilcelulosa y gomas, por lo que las aguas residuales de este proceso contiene altos niveles de DQO (Demanda Química de Oxígeno) y SST (Sólidos Suspendidos Totales).

Tejido: El hilo es tejido proceso que se realiza en seco empleado telares, el producto final es la tela la cual pasa por otros procesos hasta llegar al producto textil final.

Desaprestado: La tela producto del tejido es ahora sometida al desaprestado que se encarga de remover aquellas sustancias aplicadas en la operación de aprestado ya sea mediante solubilización, hidrólisis, oxidación o tratamiento enzimático; el agua residual producida en esta etapa contiene el agente aprestador y los aditivos que facilitan su solubilidad (surfactantes, ácidos, álcalis, enzimas etc.).

Restregado: Se encarga de remover las sustancias aplicadas al producto o sustancias naturales indeseables que contiene el mismo, el algodón por ejemplo es restregado para eliminar pectinas naturales, aceites, tierra y otros componentes. En el caso de fibras naturales el efluente puede contener pequeñas cantidades herbicidas, insecticidas y fungicidas lo que provoca que el efluente sea tóxico.

Blanqueado: Este proceso remueve el amarillo natural de la fibra y es necesario sobre todo cuando el producto es blanco o el teñido será con colores claros. Este es un proceso de oxidación empleando usualmente peróxido de hidrógeno o hipoclorito de sodio además de algunos agentes químicos auxiliares como son ácido clorhídrico, sosa cáustica, bisulfito de sodio, surfactantes y quelantes etc.

Carbonizado: Tiene la finalidad de quemar las fibras sueltas o trazas de materia vegetal presentes en la tela, la tela pasa entre rodillos calentados y las fibras se extinguen cuando la tela pasa a través de agua. El agua resultante contiene cantidades altas de sólidos.

Teñido: Una vez realizados los procesos anteriores la tela pasa al teñido que tiene la función de adicionar color a la tela para darle características estéticas a la misma por lo que este proceso es de gran importancia comercial. Los colorantes empleados pueden ser de diversas clases y la retención del mismo en la fibra puede deberse a interacciones químicas, físicas o ambas, además la fuerza de retención puede modificarse mediante la adición de agentes químicos, temperatura, pH etc.

El agua resultante del teñido contiene colorantes y agentes químicos auxiliares. Los colorantes residuales, las sustancias químicas auxiliares que pueden ser de tipo orgánico o inorgánico provocan que los efluentes resultantes presenten valores altos de color, sólidos disueltos, DQO (Demanda Química de oxígeno) y DBO (Demanda Bioquímica de Oxígeno). La tabla 1.2 muestra algunas de las sustancias químicas que se utilizan durante el teñido de telas.

Tabla 1.2. Sustancias contaminantes que pueden encontrarse en las aguas del proceso del teñido.

SUSTANCIAS INORGÁNICAS		SUSTANCIAS ORGÁNICAS
Na ⁺ , Cr ³⁺ , Cu ²⁺ , Sb ³⁺ , K ⁺ , NH ₄ ⁺	Cl ⁻ , CO ₃ ⁻ , F ⁻ , NO ₂ ⁻ , O ₂ ²⁻ , S ²⁻ , SO ₄ ²⁻	Acetato, naftol, agentes dispersantes, surfactantes aniónicos, agentes fijadores, formaldehído, jabones, aceites solubles, colorantes residuales.

Terminados especiales: Cuando es necesario dar a las telas características especiales como la resistencia al agua, al fuego y a las polillas, o crear telas con estampado se realizan algunos otros procesos, estos procesos consisten en impregnar las telas con agentes químicos requeridos para dar la característica deseada seguido de un enjuagado final.

El agua residual de estas operaciones se produce en pocas cantidades pero la composición de la misma es muy variable de acuerdo al proceso y puede contener sustancias orgánicas tóxicas como pentaclorofenoles y etilclorofosfatos.

Los procesos enunciados anteriormente producen contaminación pero es de importancia enfocarnos a los efluentes resultantes de la etapa del teñido a los cuales es dedicado este trabajo ya que contienen altos valores de DQO y colorantes los cuales en su gran mayoría se consideran xenobióticos, persistentes y son indicadores de contaminación, además estos efluentes son de composición variable y contienen sustancias químicas diversas que los convierten en contaminantes característicos por lo que representan uno de los problemas actuales de contaminación de las aguas.

1.3 Compuestos Xenobióticos

Los compuestos xenobióticos son compuestos que no existen en forma natural en el medio ambiente si no que han sido elaborados por el hombre (sintéticos). Estos compuestos pueden ser xenobióticos orgánicos o inorgánicos.

Ciertos sustituyentes encontrados en este tipo de compuestos como son halogeno-grupos sulfo-, azo- o nitro- y sus patrones de sustitución en el compuesto confieren el carácter de xenobiótico (Knackmuss, 1996).

Es importante mencionar que en la actualidad también se consideran xenobióticos a aquellos compuestos que debido a procesos industriales se encuentran en los ecosistemas a concentraciones superiores a las que normalmente las hay en la naturaleza (Singleton, 1994).

Debido a que este tipo de compuestos no se encuentran en los ambientes naturales se creía que los sistemas biológicos no podían ser utilizarlos para su tratamiento ya que la acumulación de los xenobióticos en el medio podría causar inhibición y toxicidad sobre ellos (Irvine, 1991).

Hoy en día se conoce que de manera general los compuestos xenobióticos pueden ser: no biodegradables (se consideran inertes biológicamente), biodegradables (son transformados parcial o totalmente por mecanismos biológicos), persistentes (compuestos que pueden biodegradarse en ambientes particulares o bajo condiciones experimentales específicas) o recalcitrantes (resistentes a la biodegradación).

En la actualidad gran parte de los colorantes empleados industrialmente son colorantes sintéticos tal es el caso de los colorantes azo que abarcan gran parte del mercado industrial de teñido de textiles y que caen dentro de la categoría de xenobióticos.

1.3.1 Los Colorantes

Dentro de cualquier rama de la industria de proceso la coloración de materiales y/o productos es una actividad en el mayor de los casos indispensable, ya que los colores juegan un papel importante en la apariencia.

En los últimos 130 años millones de distintos colorantes han sido sintetizados y alrededor de unos 10,000 de estos son producidos a escala industrial. Se estima que la producción total del mundo de colorantes es del orden de 80,000 toneladas anuales y que un poco más de la mitad de la producción se concentra en colorantes textiles.

Los colorantes son sustancias que se caracterizan por su habilidad de absorber luz en la región electromagnética del visible (400-700 nm) por lo que aparecen intensamente coloreadas a la percepción ocular (Zolliger, 1987). Los colorantes se emplean para colorear papel, pieles, cabello, cosméticos, medicamentos, alimentos, plásticos y materiales textiles.

Se considera que los colorantes están constituidos por dos partes claves aquella que se encarga de proporcionar el color y aquella que facilita la unión del colorante a los materiales, los colorantes son retenidos en los materiales por adsorción, formación de sales o complejos con metales, etc. (Correia, Stephenson y Judd, 1994).

Es de interés la clase de colorantes denominados tipo azo, estos son la clase más producida de colorantes y representan la mayor proporción de los colorantes totales empleados hoy para el teñido de diversos materiales entre ellos los textiles.

1.3.2 Los Colorantes azo

Los colorantes azo son colorantes sintéticos que se caracterizan por la presencia de uno o varios grupos azo ($-N=N-$) en su molécula, los átomos de nitrógeno del grupo azo se encuentran unidos respectivamente a átomos de carbono con hibridación sp^2 en donde al menos uno de los átomos de carbono pertenece a un carbociclo aromático (benceno o

naphtaleno) o un heterociclo (como pirazol o tiazol), sin embargo el otro átomo de carbono puede también ser parte de un derivado alifático enolizable. Los tipos más comunes de colorantes azo se resumen como sigue: Aril-N=N-R donde R= aril, heteroaril, o -CH=C(OH)-alquil.

El número de combinaciones posibles de estos tipos comunes de colorantes, la variación en el número de grupos azo contenidos en su molécula y la naturaleza simple de su síntesis justifican la amplia producción y variedad de este tipo de colorantes por lo que los colorantes azo se consideran la clase de colorantes más numerosa y que cubre un espectro libre y amplio de colores.

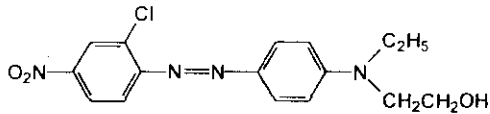
1.3.3. Nomenclatura de los colorantes azo

Dependiendo del número de grupos azo estos colorantes pueden nombrarse como monoazo, disazo, trisazo, tetrakisazo, poliazos.

Estos colorantes pueden nombrarse también según la nomenclatura sistemática de la IUPAC (poco empleada), la nomenclatura comercial o la nomenclatura dual del Color Index (C.I.) que es aplicada a todos los colorantes.

La nomenclatura comercial esta formada por tres partes la primera es empleada por el fabricante para indicar el tipo de manufactura y clase de colorante, la segunda indica el color y la tercera es una serie de letras y números empleados para definir mas precisamente propiedades importantes del colorante, sin embargo los códigos de letras empleadas no están estandarizados, lo que no facilita su empleo.

La nomenclatura dual C.I. es internacionalmente empleada y es de fácil empleo, en este sistema los colorantes son agrupados de acuerdo a su clase química con un Color Index Número (C.I. número) y de acuerdo al uso o modo de aplicación del colorante con un Color Index nombre (C.I. nombre). (Kirk Othmer enciclopedia, 1991).



C.I. Rojo disperso 13, C.I. 11115

Fig. I.1. Nomenclatura según el Color Index (C.I. nombre, C.I. Número).

I.3.4. Clasificación de los colorantes azo

Los colorantes azo pueden ser clasificados en colorantes aniónicos o ácidos, catiónicos o básicos, directos, dispersos, reactivos, pigmentos, colorantes desarrollados sobre fibra, etc.

Aniónico (ácido): Son altamente solubles en agua ya que contienen uno o más grupos carboxílicos o sulfónicos disociados durante el proceso del teñido, se emplean para el teñido de nylon, lana, seda, poliamida, acrílicos modificados. Las uniones más fuertes de estos colorantes a la fibra son debidas a fuerzas electrostáticas.

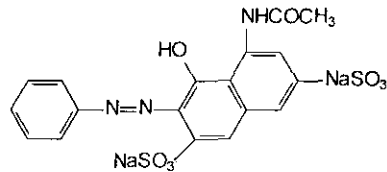


Fig. I.2. C.I. Rojo Acido 1

Catiónico (básico): Son altamente solubles en agua, contienen una carga positiva en la porción coloreada de la molécula en donde la carga positiva se encuentra generalmente en un nitrógeno, azufre o fósforo. Son empleados para teñir seda, lana, algodón, acrílicos modificados, nylons modificados, poliéster modificado.

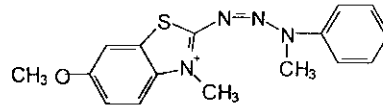


Fig. I.3. C.I. Amarillo Básico 19.

Directos: Son solubles en agua y empleados para teñir materiales de celulosa natural o modificada sin el empleo de sustancias auxiliares, estos colorantes tienen características estructurales que permiten una mejor unión entre la fibra y el colorante, son aniónicos y coplanares lo que permite que el colorante se adsorba entre las fibras de celulosa y sus cavidades formando agregados que no son fácilmente removidos por el agua.

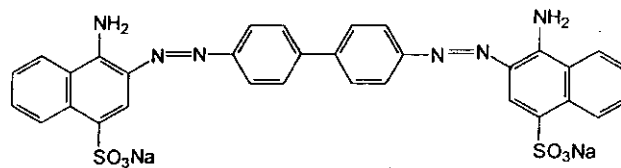


Fig.I.4. C.I. Rojo Directo 28

Reactivos: Son colorantes que se unen covalentemente a la fibra usualmente algodón, lana y nylon.

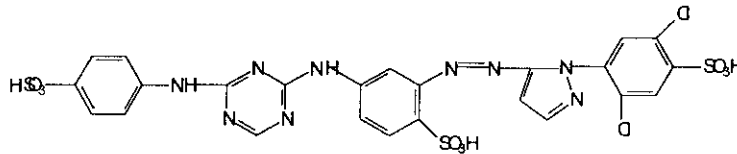


Fig.I.5. C.I. Amarillo Reactivo 2

Desarrollados sobre la fibra: Estos colorantes pueden ser transformados a su forma colorida directamente sobre la fibra o pueden ser sintetizados sobre esta mediante diversos tipos de reacciones.

Dispersos: Son colorantes no iónicos insolubles en agua por lo que se emplean en forma de dispersiones acuosas para teñir fibras sintéticas hidrofóbicas. Se emplean en el teñido de poliéster, nylon, diacetato de celulosa, triacetato de celulosa, fibras de acrílico.

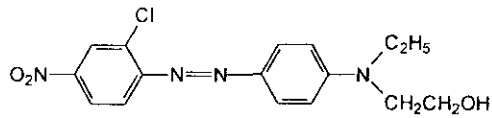


Fig.I.6. C.I. Rojo Disperso 13.

I.4. Los colorantes y el ambiente

Durante el proceso del teñido de textiles solo entre el 60-90% de los colorantes empleados es fijado sobre la fibra, el resto es perdido durante las operaciones de lavado posteriores al teñido, los efluentes industriales que contienen los colorantes residuales pueden ser liberados al ambiente en forma de soluciones verdaderas o dispersiones lo que provocaría un problema ambiental de importancia.

Las principales industrias que generan estos efluentes son las fabricantes de colorantes y las dedicadas al teñido de textiles, los efluentes sin tratamiento son altamente coloreados. Aunque los colorantes se presentan en cantidades muy pequeñas diversas sustancias auxiliares son adicionadas durante el proceso con la finalidad de mejorar la calidad del teñido. (Correia, Stephenson y Judd, 1994).

El problema actual ambiental en este respecto es la remoción de los colorantes de estos efluentes para evitar su descarga a las corrientes receptoras; los colorantes azo son sintéticos ó xenobióticos lo que sugiere que la liberación masiva de los mismos al ambiente puede causar deterioro ambiental provocando un desajuste ecológico y acumulación sobre los cuerpos receptores.

1.5. Transformación de xenobióticos en sistemas microbianos.

Muchos compuestos xenobióticos están sujetos al ataque microbiano (Alexander M. 1994). La degradación de xenobióticos a través de procesos metabólicos es de importancia por ser mecanismos de transformación biológica ya que los microorganismos pueden proliferar virtualmente en cualquier ambiente debido a su notable poder de adaptación y potencial para adquirir capacidades degradativas. Puede emplearse también cepas modificadas genéticamente que tengan la capacidad de realizar una degradación específica.

La biodegradación de este tipo de compuestos requiere de la presencia de los microorganismos y condiciones adecuadas para permitir el crecimiento de los mismos, existen diversos factores que pueden afectar la biodegradación: (1) naturaleza del compuesto y su disponibilidad en el medio, (2) concentración del compuesto, (3) presencia de otros sustratos o nutrientes, (4) cantidad de microorganismos o sistemas enzimáticos, (5) capacidad de los microorganismos o sistemas enzimáticos, (6) otros: temperatura, pH adecuado, y concentración de oxígeno.

En la actualidad se cree que existen posibles mecanismos que permiten la degradación de xenobióticos algunos pueden ser: (Alexander, 1994):

- (1) Empleo de enzimas constitutivas en donde si un compuesto químico se parece lo suficiente a uno que existe de manera natural en el ambiente entonces es probable que la biodegradación pueda iniciarse por efecto de esta enzima constitutiva.
- (2) Origen de una nueva enzima debido a mutaciones azarosas en la población microbiana con capacidad degradativa.
- (3) Transferencia de información genética a partir de otras especies, aunque estos eventos ocurren a baja frecuencia quizá algunas pocas células presentan un nuevo genotipo, el cual puede poseer las características fisiológicas deseadas. Por lo general la transferencia de genes brinda la evolución de nuevos genotipos envueltos

en la biodegradación en los ambientes naturales pero esta aseveración no se ha confirmado aún en el laboratorio.

- (4) Modificación de los Mecanismos enzimáticos regulatorios que permitan la síntesis de un enzima en ausencia de su inductor normal, estas enzimas (enzimas inducibles) se forman en cantidades apreciables solo cuando el sustrato o compuestos con estructura relacionada están presentes en el medio lo que sugiere la posibilidad de que análogos tengan la capacidad de modificar los mecanismos regulatorios dando como resultado la expresión de enzimas con potencial degradativo.

Se piensa que algunas transformaciones de los xenobióticos pueden lograrse mediante las siguientes funciones metabólicas del sistema (Bouwer, 1989):

- (1) Puede ser que algunos de las especies microbianas tengan la capacidad de emplear el xenobiótico como fuente primaria de energía en donde éstos son convertidos en productos finales del metabolismo primario y energía, a través de un proceso redox en donde una porción de material metabolizado se emplea para formar material celular.
- (2) Utilización secundaria, cuando los xenobióticos pueden ser utilizados como fuente de energía, pero se encuentran típicamente en cantidades traza en el ambiente, no pueden mantener al sistema biológico en cuestión (el xenobiótico no puede emplearse como única fuente de energía) por lo que es necesario el empleo de una fuente alternativa que se encargue de mantener el crecimiento microbiano, el xenobiótico no es la fuente primaria de energía, se utiliza secundariamente.
- (3) co-metabolismo, es la transformación de compuestos orgánicos por microorganismos en donde estos compuestos no son utilizados como fuente de energía. Esto es las poblaciones activas no derivan su energía nutricional del compuesto que co-metabolizan motivo por el cuál la energía necesaria para sustentar el crecimiento es obtenida de otra fuente o sustrato de crecimiento (Alexander M. 1994).

Debido a que muchas enzimas son más o menos específicas pueden actuar en más sustratos que su sustrato original en este tipo de metabolismo el xenobiótico no puede sustentar el crecimiento (Knackmuss, 1996).

Hasta ahora el co-metabolismo se explica desde dos puntos de vista:

- (1) Las enzimas iniciales de la vía metabólica convierten al sustrato en un producto que ya no puede ser transformado por otras enzimas del microorganismo lo que se traduce en que no se produce energía ni biosíntesis a partir del compuesto.
- (2) El compuesto puede ser convertido a productos que inhiben la actividad de las enzimas que constituyen la vía metabólica por lo que no se obtiene energía a partir de la oxidación del metabolito.

El co-metabolismo produce compuestos orgánicos que no pueden continuar con la vía para la producción de la energía. Sin embargo las transformaciones co-metabólicas casi siempre producen metabolitos reactivos o al menos productos que son más fácilmente oxidados que el compuesto original. Por lo que se considera entonces que un sistema biológico formado por un consorcio microbiano podría oxidar completamente compuestos xenobióticos.

1.6. Eliminación de los colorantes

Con el objeto de minimizar la contaminación en las descargas de aguas o el reusar estas en otros o los mismos procesos textiles, se han tratado de implantar algunas metodologías para eliminar los colorantes, de manera general la adsorción, precipitación, degradación química, fotodegradación y biodegradación pueden ser empleadas (Zollinger, 1987).

Para la adsorción puede emplearse carbón activado, sílica gel y otras resinas sin embargo la recuperación y tratamiento de las mismas no hace a este método económico (Bahorsky, 1995).

La precipitación provoca una separación de los colorantes por alterar el estado físico de los mismos sin embargo la adición de químicos incrementaría los constituyentes del efluente final además de que en muchos casos la adición de químicos no causa algún cambio en el estado físico del sistema. La adsorción y precipitación no destruyen los contaminantes solo los concentran y los separan (Metcalf and Eddy, 1991).

La degradación oxidativa empleando cloro y ozono es de gran importancia sin embargo se reporta que este tratamiento tiene costos elevados.

La fotodegradación se lleva a cabo de manera natural en ríos y lagos, técnicas se han propuesto para su empleo sobre todo aquellas en las que se emplea luz U.V., esta técnica es costosa.

En la actualidad es bien reconocida la potencialidad de los microorganismos para llevar a cabo la degradación de compuestos químicos. La biodegradación se considera es el tratamiento ideal para la eliminación de estos colorantes y otros diversos xenobióticos ya que transforma la estructura de los compuestos y en el mejor de los casos el grado de destrucción llega hasta la completa oxidación.

En algunos casos el grado de destrucción de estos compuestos puede ser un simple desplazamiento de los sustituyentes (biodegradación parcial) en donde la remediación se considera eficiente solo si el compuesto tratado ha perdido su toxicidad o se ha convertido en un producto que a su vez es susceptible de degradar hasta convertirse en inocuo (Ruiz, 1996).

I.7. Sistemas de tratamiento biológico

Los sistemas de tratamiento biológico empleados en aguas residuales industriales están basados en la capacidad de las poblaciones microbianas mixtas de utilizar los contaminantes como nutrientes, el objetivo general de este tipo de tratamientos es permitir el desarrollo de una comunidad microbiana la cual pueda convertir una variedad de compuestos bajo condiciones aerobias, anaerobias o anóxicas (aceptores de electrones diferentes al oxígeno) en material celular, CO_2 , agua, CH_4 , etc.

La presencia de distintas especies microbianas sugiere la acción concertada de las mismas que permita la eliminación de los componentes de los efluentes (Alexander, 1994). Los tratamientos biológicos pueden realizarse empleando, sistemas de crecimiento en suspensión en los cuales la biomasa activa se encuentra suspendida como organismos libres o bien en agregados microbianos (flóculos) y sistemas de crecimiento microbiano unido a soporte (inmovilización, biopelícula o biomasa fija).

I.7.1 Sistemas con Biopelícula

Una biopelícula puede formarse sobre casi cualquier superficie que se encuentra expuesta al agua (Gantzer, Cunningham *et al*, 1989). Una biopelícula se forma cuando los microorganismos colonizan una superficie formando una monocapa o multicapa de células, la biopelícula se compone fundamentalmente por células y materiales inmovilizados sobre un soporte y embebidos en una matriz orgánica de origen microbiano. El desarrollo inicial de una biopelícula puede representarse en 4 pasos, (1) transporte de células al soporte no colonizado, (2) adsorción inicial de la célula al soporte, (3) adhesión de las células por formación de apéndices o polímeros que anclan la célula al soporte, (4) multiplicación de las células y formación de la biopelícula (Wilderer, 1989).

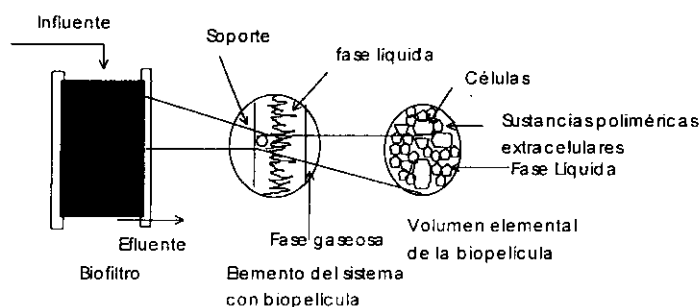


Fig.1.7. Representación esquemática de un biofiltro.

El volumen elemental de biopelícula es la unidad formadora de la biopelícula consiste en células microbianas, agua y en la mayoría de los casos sustancias poliméricas extracelulares las cuales unen a las células entre sí y con el soporte; algunas veces pueden contener también exoenzimas, e inclusiones inorgánicas.

El elemento de un sistema con biopelícula consiste entonces en una monocapa o multicapa de células adheridas a un soporte (puede ser impermeable, no poroso, poroso, etc.), e inmersas en un medio (líquido), (Wilderer, 1989).

El biofiltro o sistema con biopelícula está constituido por las unidades mencionadas anteriormente solo que se encuentra sujeto a diversos modos de operación y diseño de reactor según el objeto del tratamiento.

I.8. El Proceso SBR (Sequencing Batch-Reactor ó Reactor Discontinuo Secuencial)

El proceso SBR es un sistema constituido por un cultivo mixto de microorganismos en la forma de biomasa en suspensión o biopelícula, es una técnica orientada en el tiempo (Wilderer, 1991).

El proceso es una operación discontinua basada en un sistema de llenado y vaciado, una unidad o ciclo del proceso está conformada por cinco fases que tienen lugar en forma secuencial: (1) llenado, (2) reacción, (3) sedimentado, (4) vaciado y (5) fase inactiva, las cuales se repiten periódicamente. Cada una de las fases se lleva a cabo en un tiempo determinado que puede ser modificado según el objeto del tratamiento (Metcalf and Eddy, 1991).

El sistema SBR impone condiciones oscilantes de manera que se busca que los microorganismos desarrollen mecanismos que los ayuden a soportar condiciones ambientales estresantes y hostiles. Las etapas de llenado y reacción proveen un gran rango de condiciones ambientales a las que según la naturaleza periódica del proceso la población microbiana es repetidamente expuesta (Woolard, 1996).

Durante la fase de llenado la concentración del o los sustratos puede exceder o ser suficiente para que el crecimiento de los microorganismos se encuentre cerca del valor máximo, posteriormente durante el ciclo el sustrato fácilmente biodegradable comienza a ser escaso de manera que el sistema cae en un periodo "de hambre" en donde los microorganismos se encargan de emplear las sustancias difíciles de biodegradar, bajo

estas condiciones el sistema manipula el fisiológicamente la selección y crecimiento de los microorganismos.

I.8.1. Fases del SBR

Llenado: La fase de llenado provee la adición del sustrato o influente al sistema. Durante esta etapa puede haber mezclado o aireado dependiendo del objeto del tratamiento biológico. Bajo condiciones de mezclado se propicia la acción de microorganismos que tienen aceptores de electrones diferentes al oxígeno, en un llenado con aireación el sustrato puede comenzar a ser utilizado debido al inicio de reacciones aerobias.

Reacción: Cuando el llenado se realiza sin aireación ni mezclado, la acción microbiana se inicia hasta la fase de reacción, para los llenados con mezclado o aireado la reacción solo continua en esta fase, según el tiempo de reacción el sustrato fácilmente biodegradable comienza a agotarse y el empleo de otros componentes diversos permite la selección y el desarrollo de los microorganismos deseados.

Sedimentación: El sedimentado permite la separación de sólidos para conseguir un sobrenadante clarificado como efluente y evita la pérdida excesiva de biomasa que puede ser activa. En este tipo de sistema el sedimentado se realiza en el mismo tanque lo que evita la necesidad del empleo de sedimentadores independientes y si algunas veces es necesario hacer purgas en el sistema esto puede ser llevado a cabo en esta fase.

Vaciado: El propósito de la fase de vaciado es extraer el material clarificado del reactor, en la mayoría de los casos corresponde a un 75 % del volumen de influente.

Fase inactiva: La fase inactiva se lleva a cabo si existe un sistema múltiple de tanques permitiendo que un tanque termine su fase de llenado antes del llenado de otra unidad. Por ser una fase no necesaria en varios de los casos se omite.

Las Fases del sistema SBR se esquematizan en la figura I.8, la secuencia de estas cinco fases conforman un ciclo de operación.

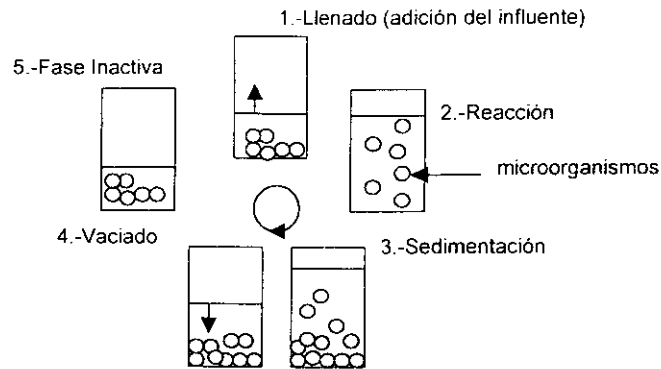


Fig. I.8. Esquema general de las fases del Sistema SBR.

1.8.2 Sistema SBBR (Sequenciación Biofilm Batch Reactor)

El sistema SBR puede extenderse también a los sistemas con biopelícula o biomasa fija que además de las ventajas adquiridas por el modo de operación del SBR convencional favorece la formación de gradientes de concentración a través de la biopelícula. El sistema SBBR previene en mayor medida la pérdida de biomasa que puede ser responsable de biodegradar el o los compuestos indeseables.

Este tipo de sistema se adapta fácilmente a las variaciones en los cambios de concentración de los componentes de las aguas residuales, de tal manera que cuando en un sistema SBR convencional sea necesario ampliar el tiempo de reacción debido a un choque de concentración en un SBR con biomasa fija la amplitud del tiempo puede ser menor ya que el empleo de biomasa fija predice una población adecuadamente estratificada en la biopelícula de acuerdo a sus capacidades metabólicas.

1.9 Uso del SBR para el tratamiento de compuestos tóxicos

Es bien conocida la capacidad del sistema SBR en el tratamiento de compuestos tóxicos. Tal es el caso de los fenoles, algunos trabajos son citados demostrando que este tipo de tratamiento funciona de manera adecuada para tratar aguas con agentes tóxicos.

Buitrón y González, (1996) lograron aislar e identificar un consorcio bacteriano que bajo el modo de operación SBR degradaba eficientemente una mezcla de fenoles. Las eficiencias de eliminación encontradas fueron mayores al 99% como fenoles totales.

Buitrón y Ortiz (1996) emplearon un reactor SBR empacado con piedra volcánica tezontle para la biodegradación de una mezcla sintética de fenoles alimentada en forma progresiva desde los 60 y hasta 400 mg/L, la mezcla fue eficientemente eliminada como fenoles totales alrededor de un 99%.

Un biofiltro discontinuo secuencial empacado con tezontle operado en condiciones aerobias y acondicionado con carbón activado mostró ser eficiente para la biodegradación de una mezcla de fenoles alcanzando eficiencias del 99% como fenoles totales (Bermudez, Vite y Buitrón, 1998).

Mendoza y Buitrón (1998), compararon la actividad microbiana de un bioreactor operado en forma SBR y un sistema continuo, ambos reactores fueron alimentados con concentraciones de 4CF de 50 y 100 mg/L en donde la actividad microbiana se encontró fue mayor para el sistema SBR que para el sistema continuo lo que sugiere mayor potencial del sistema SBR para el tratamiento de este tipo de aguas residuales.

1.10 Biodegradación de colorantes azo

Como ya se mencionó los colorantes azo se caracterizan por la presencia de un enlace azo ($-N=N-$) y representan una gran proporción del total de los colorantes empleados a nivel industrial.

Desde hace tiempo se ha aislado diversas bacterias con la capacidad de biodegradar los compuestos azo bajo condiciones anaerobias: *Proteus spp.*, *Enterococcus spp.*, *Bacillus subtilis*, *Clostridium spp* (Pasti-Grigsby M. B. 1992) principalmente aisladas del tracto intestinal.

La habilidad de biodegradar los colorantes azo se ha encontrado en *Pseudomonas sp.* (Ogawa & Yatome, 1990), *Pseudomonas luteola* (Hu. T. L., 1994 y 1998), *Rhodococcus sp.* (Heiss *et al.*, 1992), y *Shigella sp.* (Ghosh *et al.*, 1992).

Sin embargo, se considera que bajo condiciones aerobias los colorantes azo son generalmente resistentes al ataque bacteriano.

Diversos trabajos reconocen que las transformaciones anaerobias de este tipo de compuestos comienzan por la reducción de la unión azo en donde como resultado hay formación de aminas aromáticas las cuales pueden ser tóxicas y poco biodegradables en condiciones anaerobias (Meyer, U., 1981).

Coughlin y colaboradores (Coughlin *et al.*, 1997) sugirieron que la degradación total de los colorantes azo entonces se realizaría en dos pasos, el primero que consiste en el rompimiento del enlace azo y el segundo que comprendería la mineralización de los intermediarios formados. Pero a menos que los productos de ruptura de los colorantes azo sean rápidamente degradados durante una etapa aerobia las aminas aromáticas (intermediarios) podrían desaparecer y se evitaría su toxicidad.

Bajo condiciones aerobias se cree que los colorantes azo son esencialmente no biodegradables. Se sabe que las enzimas encargadas del rompimiento del enlace azo son las azoreductasas, las cuales se cree son sensibles en la mayoría de los casos a la presencia de oxígeno. Sin embargo se demostró que bajo periodos largos de contacto el colorante azo anaranjado carboxi II puede degradarse bajo condiciones aerobias por algunas cepas de *Pseudoma*, en donde la degradación del colorante anaranjado carboxi II se lleva acabo por una azoreductasa que soporta la presencia de oxígeno (Kulla., 1981).

En diversos estudios se ha encontrado responsables a enzimas peroxidadas de la

degradación de colorantes azo.

Cao y colaboradores (Cao, *et al.*, 1993) encontraron que bacterias del Género *Flavobacterium sp.* son capaces de degradar los colorantes azo, actividad que se atribuye a peroxidasas. El autor sugiere que estas peroxidasas que se encuentran en bacterias Gram (+) y Gram (-), pueden ser una fuente que permita el tratamiento de la contaminación producida por estos colorantes.

Algunos autores, (Spadaro y Renganathan., 1994 y Goszczynty, *et al.*, 1994) encontraron que durante el tratamiento de colorantes azo en condiciones aerobias había formación de intermediarios diferentes a los formados en condiciones anaerobias. Ellos encontraron mecanismos de biodegradación de los colorantes azo empleando peroxidasas. Aún que estos no se han confirmado por completo en bacterias, varias cepas del género *Streptomyces sp* lo llevan a cabo. Estas cepas se han encargado de romper las estructuras de los colorantes azo vía formación de radicales libres, en donde los intermediarios formados no corresponden a aminas aromáticas si no a derivados de naphtoquinonas e hidrazinas que posteriormente pueden ser susceptibles a reacciones de hidrólisis y oxido-reducción.

Algunos colorantes azo pueden ser degradados por tratamientos aerobios (Jian & Bishop., 1994), el colorante anaranjado 8 fue degradado por bacterias en un rango del 20 al 80%. Estos mismos autores encontraron bajo el diseño de experimentos dos regiones de remoción máxima localizados en una curva de superficie de respuesta en donde los máximos ocurren: a baja densidad de oxígeno y un nivel alto de DQO y niveles bajos de DQO y una densidad de oxígeno alta.

Se han encontrado cultivos capaces de degradar el colorante azo naranja ácido 7 bajo condiciones aerobias (Tepper *et al.*, 1997). En este trabajo se probaron tres diferentes cultivos fijos, un cultivo puro de *Sphingomonas sp*, un consorcio de microorganismos que no contiene *Sphingomonas sp* y una mezcla de *Sphingomonas sp* y el consorcio, en donde para los tres casos los porcentajes de eficiencia de eliminación del colorante al inicio del experimento superaron el 80%, sin embargo estas eficiencias se mantuvieron solo en aquel en que *Sphingomonas sp.* no se encontraba sola.

De una planta de tratamiento biológico que recibía agua que contenía colorantes azo se lograron aislar algunos grupos de microorganismos con capacidad para degradar bajo condiciones aerobias algunos colorantes azo como el anaranjado ácido 7, 8, y rojo ácido 88. Dos tipos de cepas azo degradadoras MC1 y M12 se encontraron en el consorcio TBX65, MC1 solo podía crecer y decolorar el medio en adición de una fuente de carbono y nitrógeno adicional, M12 resultó no requerir mas fuente de Carbono y nitrógeno que la proveída por los colorantes azo. MC1 resultó estar altamente relacionada con *Sphingomonas sp* y M12 no ha sido por completo caracterizada. (Coughlin M. *et al.*, 1997)

En el Instituto de Ingeniería de la U.N.A.M. se evaluó la biodegradación aerobia de un colorante azo RA151 empleando un biofiltro con modo de operación SBR; el colorante (única fuente de carbono) más nutrientes fue adicionado a microorganismos obtenidos de una planta de tratamiento de aguas domésticas. Después de 100 días de operación las eficiencias de eliminación fueron cercanas al 80% y en algunos casos se encontraron hasta del 99%. El consorcio degradador del colorante estaba constituido principalmente por las cepas: *Pseudomonas aeruginosa*, *Flavobacterium meningosepticum*, *F. odoratum*, *Xanthomonas maltophilia* y *Tatumella ptyseos*. (Quezada y Buitrón., 1998).

II. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS.

II.1 Justificación del empleo del Sistema.

La compleja composición de los efluentes provenientes del teñido de textiles aunado a la presencia de colorantes azo (xenobióticos) necesita de una adecuada selección, aplicación y operación del sistema microbiano en cuestión.

Cuando este tipo de efluentes son añadidos a los sistemas de tratamiento biológico convencionales sufren choques de concentración o problemas de inhibición debido al agente xenobiótico lo que afecta gravemente el sistema de tratamiento (Craig, 1996); un tratamiento efectivo de este tipo de aguas residuales requiere entonces sistemas los cuales puedan resistir y adaptarse fácilmente a las condiciones de cambio en los influentes.

El proceso SBR más la inmovilización de un consorcio microbiano puede favorecer el tratamiento de estas aguas residuales. El evitar la pérdida de biomasa que puede ser activa y los cambios a los cuales se encuentran sujetos los microorganismos en este tipo de proceso como son: gradientes irregulares de concentración de sustrato y oxígeno favorece la selección y reproducción de los microorganismos, adicionalmente la diversidad metabólica y acción concertada de diversos microorganismos apoya la posibilidad del empleo de los contaminantes por el sistema biológico.

El empleo de un consorcio de microorganismos de apoya en que los mismos puedan realizar la serie de reacciones necesarias que quizá den por resultado la mineralización de los colorantes y demás componentes del agua residual.

Un sistema biológico con operación tipo SBR y biomasa fija (biofiltro) probablemente puede emplearse para la biodegradación en gran proporción de colorantes azo y los otros diversos componentes de los efluentes industriales liberados durante el teñido de textiles. En donde la operación aerobia permitiría la ruptura de los colorantes y biodegradación de los intermediarios en un solo paso.

II.2 Objetivos.

De manera general los objetivos de este trabajo son los siguientes:

- (1) Estudiar el potencial de la aplicación de un sistema con operación tipo SBR en condiciones aerobias y con biomasa fija para la biodegradación de un efluente real de la industria textil que contiene colorantes azo.
- (2) Elucidar las condiciones de operación de este sistema que provean una máxima capacidad de eliminación de los colorantes y componentes del efluente industrial textil.
- (3) Aislar e identificar las bacterias responsables de la biodegradación de los colorantes azo y componentes del efluente textil.

III. ESTRATEGIA EXPERIMENTAL

El desarrollo experimental se divide en dos etapas principales, la tabla III.1 resume el trabajo realizado en cada una de estas etapas.

Tabla III.1. Etapas del trabajo experimental.

TRABAJO EXPERIMENTAL	
(1) Etapa 1.	1. Selección de inóculo y evaluación sencilla de la aclimatación del sistema a los componentes de este tipo de agua residual.
(2) Etapa 2.	1. Aclimatación y optimización de las condiciones de operación que provean una buena capacidad de eliminación. 2. Estabilidad del sistema. 3. Empaque y biopelícula. 4. Calidad del efluente. 5. Identificación bacteriológica

III.1 Caracterización de los Lotes de agua residual.

El agua residual provino de una industria dedicada al teñido de textiles, el empleo de colorantes azo de tipo básicos es mayoritario. Los lotes de agua residual recibidos se almacenaron a temperatura entre los 4° y 10°C mientras se analizaban y era procesados, la caracterización del efluente comprendió una serie de parámetros que incluyeron (tabla III.2):

Tabla III.2. Caracterización del Efluente.

PARÁMETROS DETERMINADOS EN CADA LOTE DE AGUA RESIDUAL.
PH
Temperatura
Evaluación del máximo de absorción al visible.
DQO (mg/L) (Método Espectrofotométrico Kit Hach, según APHA, 1992)
Color unidades Pt/Co (Método espectrofotométrico Kit Hach APHA, 1992)
Sólidos Suspendidos Totales, Volátiles y Fijos (APHA 1992)
Contenido de sulfatos y fosfatos, (Método espectrofotométrico Kit Hach).

III.2 Sistema de tratamiento biológico

Etapa (1).-Se emplearon dos reactores de forma cilíndrica los cuales fueron empacados con piedra volcánica porosa (tezontle) con un diámetro promedio entre los 2.0 y 2.5 cm, la capacidad promedio total de los reactores fue de 0.520 L, el empaque de tezontle ocupó 0.140 L, y el volumen útil correspondió a 0.380 L.

Etapa (2).-Se empleo un bio-reactor de forma cilíndrica con una capacidad total de 8 L, el empaque (tezontle) empleado tuvo un diámetro de aproximadamente 2.5-3.5 mm, el volumen ocupado por el mismo correspondió a 2.8 L y el volumen útil fue de 5.2 L.

III.2.1 Inoculo

Etapa (1).-El inoculo empleado para cada bio-reactor fue distinto. El reactor RL fue inoculado con lodos activados provenientes de la planta de tratamiento de aguas urbanas a una concentración alrededor de 2500 mg de SSV/L según APHA, 1992.

El reactor RA fue inoculado con biomasa fija unida al tezontle (correspondiente a los 140 mL de empaque) de un bio-reactor aclimatado a 25 y 50 mg/L del colorante azo rojo ácido 151 durante 667 días (Quezada y Buitrón 1998).

Etapa (2).-A partir de los resultados encontrados en la etapa (1) que se mostraran posteriormente.

III.2.2 Condiciones y Modo de operación

Las condiciones de operación del sistema en ambas etapas fueron las siguientes (tabla III.3):

Tabla III.3. Condiciones en ambas etapas del trabajo.

ETAPA	CONDICIONES
(1) y (2)	pH 6.8-7.2 Temperatura 16-22°C Concentración de O ₂ disuelto > 2 mg/L

Los reactores fueron alimentados con el efluente industrial como única fuente de carbono. Se adicionaron a la alimentación nitrógeno, fósforo y oligoelementos a las concentraciones señaladas en la tabla siguiente.

Tabla III.4. Adición de nutrientes.

COMPUESTO	CONCENTRACIÓN EN EL REACTOR (mg/L)
KH_2PO_4	8.5
K_2HPO_4	10.87
$\text{NaHPO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	25.15
NH_4Cl	2.5
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	22.5
$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	36.4
$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0.25
$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0.03
H_3BO_4	0.057
ZnCl_2	0.043
$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}$	0.034
EDTA	0.055
$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0.044

La operación de los reactores fue tipo SBR en donde ocurren las siguientes etapas en secuencia: llenado (con aireación), reacción, sedimentado y vaciado, el volumen intercambiado correspondió al 75% del volumen útil.

Las etapas de llenado, sedimentado y vaciado fueron distintas en las etapas (1) y (2). Y el tiempo de reacción fue variable.

Tabla III.5. Diferencias en la operación en las etapas de trabajo (1) y (2).

FASE	ETAPA (1)	ETAPA (2)
Llenado	1 minuto	5 minutos
Reacción	Variable (24-120 h)	Variable (24-56 h)
Sedimentado	20 minutos	30 minutos
Vaciado	1 minuto	5 minutos

En ambas etapas las variaciones en el tiempo de reacción durante el periodo de aclimatación se realizaron bajo los siguientes criterios: la etapa de reacción se prolongó el tiempo suficiente para permitir una biodegradación igual o superior al 80% de la DQO inicial, y cuando el tiempo necesario fue de 24 horas la concentración de DQO se aumentó progresivamente de 300, 600, 800, 1200, 1600, mg DQO/L etc. según las posibilidades del sistema.

En la etapa (2) una vez encontrada la concentración inicial (S_0) que aporte una máxima capacidad de eliminación por el sistema a las 24 horas de tratamiento, se evaluó la estabilidad del sistema a las condiciones de operación.

III.3 Parámetros determinados

En ambas etapas del trabajo se registraron para la concentración inicial alimentada (calculada teóricamente) y descarga de cada ciclo los siguientes parámetros (Tabla III.6):

Tabla III.6. Parámetros determinados y técnicas analíticas.

PARÁMETRO	ETAPA (1)	ETAPA (2)	TÉCNICA
DQO (mg/L)	✓	✓	Método Espectrofotométrico Kit Hach basado en APHA, 1992.
PARÁMETRO	ETAPA (1)	ETAPA (2)	TÉCNICA
Color unidades (Pt/Co)	✓	✓	Método Espectrofotométrico Kit Hach basado en APHA, 1992.
Absorbancia al Máximo de Absorción	✓	✓	Extracción con Metanol (1:5), (Quezada y Buitrón 1998) en Beckman DU serie 600.
Sólidos Suspendidos Volátiles (mg/L)	-----	✓	Según APHA, 1992.

III.4 Tratamiento de los datos

Etapa (1).-Se evaluaron las eficiencias de eliminación (1)de DQO y (2) Color unidades (Pt/Co), (3) se evaluó la desaparición del colorante observando la disminución en el máximo de absorción, y se calculó (4) la carga orgánica (DQO) eliminada para cada reactor.

Etapa (2).-Se evaluaron durante el periodo de aclimatación y estabilidad del sistema biológico las eficiencias de eliminación de (1) DQO y (2) Color unidades (Pt/Co), (3) se evaluó la desaparición del colorante observando la disminución en el máximo de absorción, se calculó (4) la carga eliminada de DQO. (5) se realizó un seguimiento de los SSV en las descargas del reactor y material de empaque evaluando el crecimiento de la biopelícula.

Los resultados se obtuvieron empleando las siguientes ecuaciones:

Eficiencias de eliminación:

$$DQO (\%) = \frac{S_o - S_f}{S_o} \times 100 \quad (1)$$

$$Color (\%) = \frac{C_o - C_f}{C_o} \times 100 \quad (2)$$

$$Colorantes (\%) = \frac{A_o - A_f}{A_o} \times 100 \quad (3)$$

Capacidad de eliminación

$$B_v = \frac{S_i - S_f}{t_c} \quad (4)$$

En donde:

S_o = concentración inicial dentro del reactor, *S_i* = concentración en el tanque de alimentación,

S_f = concentración remanente de DQO, *C_o* = unidades (Pt/Co) iniciales dentro del reactor,

C_f = unidades (Pt/Co) remanentes, *A_o* = absorbancia inicial dentro del reactor,

A_f = absorbancia remanente, *t_c* = tiempo de ciclo, *B_v* = carga orgánica eliminada

Adicionalmente se realizaron en la etapa (2) del trabajo una prueba de actividad respirométrica y adsorción sobre biomasa, así como la identificación bacteriológica de los microorganismos responsables.

III.5. Actividad respirométrica.

Esta prueba es una medida indirecta de la actividad que pueden tener los microorganismos aerobios sobre un sustrato a través del oxígeno consumido durante la degradación de una fuente de carbono. La prueba se realizó a 25°C.

De manera inicial se calibró el oxímetro haciendo las correcciones debidas para la solubilidad del oxígeno a la presión y la temperatura de trabajo, el valor calibrado no varió en agua que se mantuvo aireada durante 12 h.

Se prepararon dos soluciones (1) solución de nutrientes sin fuente de carbono para determinar actividad endógena y (2) solución de nutrientes con fuente de carbono de fácil degradación, en este caso se preparó una solución de nutrientes adicionada de 100 mg/L de acetato de sodio, esta solución se empleó como patrón de fácil degradación. Los nutrientes adicionados corresponden a los mostrados en la tabla III.4. y ambas soluciones se airearon durante una hora.

Los sustratos a probar que en este caso fueron (3) efluente de la industria textil y (4) efluente textil resultante del tratamiento se prepararon a una concentración a la cuál fuera observable el consumo de oxígeno disuelto sin caer en condiciones limitantes durante los 15 minutos de duración de la prueba, en este caso a una concentración cercana a los 400 mg DQO/L. Las soluciones que contienen los sustratos también se airearon por no más de 1 hora antes de la experimentación.

Manteniendo la temperatura constante (baño María) y las soluciones en aireación, se colocó dentro de un reactor pequeño una alícuota de la suspensión de microorganismos que se mantuvo en aireación y que en este caso especial fue alimentada con acetato de sodio como única fuente de carbono. Posterior a esto se adicionó rápidamente la solución (1), (2), (3) ó (4) sin provocar la formación de burbujas y hasta casi el derrame de la mezcla, el sistema fue rápidamente sellado con un tapón que contenía insertado el oxímetro, la mezcla fue agitada empleando un agitador magnético.

El tiempo cero fue registrado al sellar el reactor y la lectura de oxígeno disuelto se registra cada 30 segundos durante los primeros 6 minutos, del minuto 6 al 15 las lecturas se realizaron cada minuto.

Se realizaron las curvas de consumo de oxígeno contra tiempo y observó la pendiente como medida de la susceptibilidad de degradación de las soluciones (2) y (3) por el sistema.

III.6 Adsorción sobre la biomasa

A demás de la biodegradación diversos fenómenos como es el caso de la adsorción pudieron presentarse durante la operación del sistema, a manera de observar que tanto de este fenómeno se mostraba en el sistema y ver la afección del mismo a la cuantificación de la biodegradación se revisó la adsorción de los colorantes sobre la biomasa en suspensión y la adherida al empaque.

La prueba de adsorción de los colorantes sobre la biomasa se realizó preparando una suspensión el día 70 de funcionamiento del reactor y 15 minutos después de la alimentación a concentración de 2000 mg DQO/L. La suspensión fue preparada raspando algunas piedras para extraer la biomasa adherida, la suspensión se complemento añadiendo biomasa suspendida.

Una vez elaborada la suspensión esta fue homogeneizada empleando un macerador de vidrio estéril, se tomaron 5 mL y se sometieron al siguiente tratamiento:

La suspensión fue centrifugada a 4000 r.p.m. durante 20 minutos, la fase líquida fue separada hasta obtener un mL y el botón recentrifugado nuevamente. Al botón obtenido se le añadieron 5 mL de metanol, la nueva suspensión fue adecuadamente homogeneizada durante 1 minuto empleando un vortex, la suspensión nuevamente se centrifugó y el sobrenadante fue leído a 614 nm.

El ensayo se repitió las veces suficientes para obtener absorbancias que no cambiaran o cercanas a cero. Los datos fueron recopilados y se calculó un aproximado de la cantidad adsorbida sobre la biomasa.

La adsorción del colorante sobre el empaque se calculó empleando una ecuación elaborada para un colorante azo determinado.

III.7 Crecimiento, Aislamiento e Identificación Bacteriológica

III.7.1. Crecimiento

III.7.1.1 Medio de Cultivo

El medio de cultivo empleado fue peptona caseína recomendado por APHA 1992 para bacterias que provienen de ambientes estresantes. La composición del medio se describe en la siguiente tabla.

Tabla. III.7. Composición del medio de cultivo Peptona de caseína.

COMPUESTO	CANTIDAD
Peptona de caseína	3.5 g/L
Fosfato de potasio (KH_2PO_4)	0.2 g/L
Sulfato de magnesio (MgSO_4)	0.05 g/L
Cloruro Férrico (FeCl_3)	0.001 g/L
Agar bacteriológico	15 g/L

III.7.1.2. Selección de la concentración adecuada de efluente en el medio de cultivo

Con el medio peptona de caseína se probaron 3 concentraciones de efluente, las concentraciones empleadas fueron la mínima (300 mg DQO/L), intermedia (800 mg DQO/L) y máxima de operación en el sistema (2000 mg DQO/L), la cantidad de efluente correspondiente fue añadida (previa esterilización por filtración) al medio de cultivo estéril a temperatura cercana a los 45°C, una vez homogeneizado el medio con el efluente fue vertido sobre placas petri.

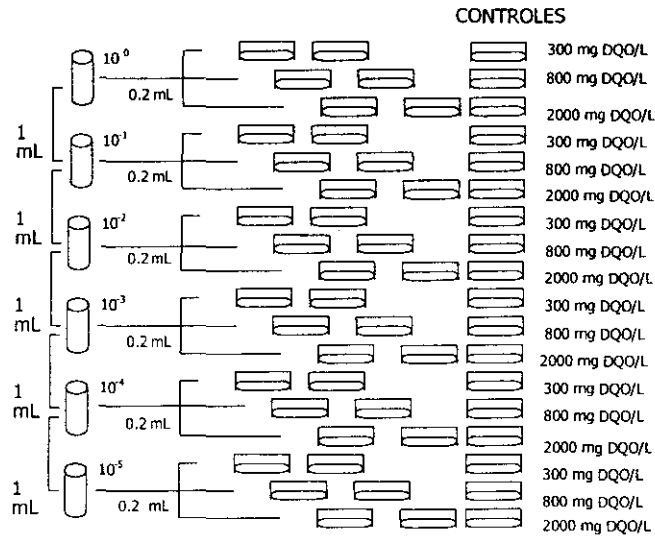
Posterior al periodo de aclimatación y bajo condiciones asépticas fue tomada una muestra de la biomasa fija y suspendida del reactor, esta fue colocada dentro de un macerador estéril (10^0), del macerador se tomó 1ml el cual fue colocado en un tubo de ensaye que contenía 9 mL de solución tamponada, la nueva solución (dilución 10^{-1}) fue adecuadamente homogeneizada en un vortex, de esta dilución se tomo 1 mL y se

deposito en otros 9 de agua tamponada, de esta manera al final obtuvimos diluciones desde 10^0 hasta 10^{-5} .

De cada una de las diluciones realizadas se tomaron 0.2 mL y colocaron en las cajas petri que contenian medio de cultivo a las tres diferentes concentraciones, cada una de las diluciones se sembró por duplicado.

El crecimiento de las colonias se observó después de 2 días de incubación a $35-37^{\circ}\text{C}$ y se eligió de entre las tres concentraciones de efluente aquella que permitió un mejor desarrollo bacteriano, la elección de la dilución necesaria para seguir con el aislamiento e identificación se evaluó eligiendo aquella dilución a la cuál el número de UFC se encontrara entre las 30 y 300 UFC a la concentración previamente seleccionada. Un control fue corrido para cada una de las concentraciones para asegurarse de que no se presentara contaminación ver Esquema I.

Esquema 1. Selección de la concentración adecuada de efluente.



III.7.2. Aislamiento, características macroscópicas y microscópicas de las cepas puras de bacterias degradadoras del efluente textil.

El aislamiento fue realizado transfiriendo a los microorganismos con un asa de siembra utilizando la técnica de estriado por agotamiento a cajas petri con medio base peptona de caseína.

Al medio de cultivo se le añadió el efluente textil a la concentración elegida, la transferencia de microorganismos se realizó de cada una de las colonias distintas encontradas y hasta encontrar solo un tipo de colonia en la(s) nueva(s) caja(s).

Se analizaron las características macroscópicas (forma, bordes, elevación, textura, y color) de las colonias sobre medio sólido y cotejaron con las de las colonias encontradas en las cajas iniciales del aislamiento.

Para obtener las características microscópicas y el Gram, apartir del cual se emplearía el tipo de Galería API, se realizó la tinción de Gram a cada una de las cepas de bacterias, observándose la morfología del microorganismo y agrupación.

III.7.3. Identificación de las cepas puras de bacterias aisladas.

La identificación en este experimento se hizo empleando el sistema de galerías o micropruebas bioquímicas según API (1990), el cual se divide en pruebas para identificar Enterobacterias y otros bacilos Gram negativos (API 20E) y pruebas para identificar bacterias Gram positivas. En el desarrollo de este trabajo no se encontraron bacterias Gram positivas por lo que se empleó el sistema API 20E. El sistema API consta de galerías (soporte de tira reactivo) y tiras reactivo que se reconstituyen al adicionar una suspensión bacteriana.

Las galerías fueron preparadas repartiendo sobre ellas 5 mL de agua estéril de manera de mantener una atmósfera húmeda, la tira reactivo se colocó dentro de la galería la cuál fue previamente identificada. Una suspensión bacteriana fue adicionada a la tira reactivo añadiendo una o dos colonias de los microorganismos aisladas tomadas con un asa de

siembra bajo condiciones adecuadas en 5mL de una solución desmineralizada API 20E estéril.

Previa adecuada dispersión de la suspensión empleando un vortex, la suspensión bacteriana fue tomada empleando una pipeta y añadida a los tubos de la tira reactivo. La galería y tira de reactivo se incubó durante 24 h a 35-37°C y posteriormente los resultados obtenidos fueron leídos y comparadas con la base de datos del sistema API 20E, el anexo 5 habla con más detalle acerca del sistema de identificación bacteriana.

La suspensión sobrante se vertió en cajas petri a la concentración seleccionada para realizar la prueba de la oxidasa y asegurarse de la pureza del cultivo.

IV. RESULTADOS.- ETAPA 1.

IV.1 Caracterización del Lote 1 de agua residual

Algunas observaciones generales se realizaron al efluente, este era de color azul marino, pero al realizar algunas diluciones estas presentaban color violeta, la producción de espuma fue muy notable y aparentemente la cantidad de fibra que contenía este efluente no se detectaba visualmente.

La caracterización elaborada al efluente mostró los siguientes resultados:

Tabla.IV.1. Parámetros determinados al primer lote del efluente industrial textil.

EFLUENTE INDUSTRIAL TEXTIL	
Color unidades Pt/Co	2890
DQO (mg/L)	3104
Máximos de absorción	
614 nm metanol:H ₂ O (1:5)	0.55
424 nm metanol:H ₂ O (1:5)	0.195
pH	3.7
Temperatura.	56°C
Sólidos Suspendidos Totales (mg/L)	81
Sólidos Suspendidos Fijos (mg/L)	4
Sólidos Suspendidos Volátiles (mg/L)	77
Sulfatos (mg/L)	150
Fosfatos (mg/L)	1

Como se observa en la tabla el contenido de materia orgánica en el efluente fue alto mayor a los 3000 mg /L de DQO.

El barrido elaborado mostró dos máximos, el mayor se observó a 614 nm y el menor a 424 nm, la evaluación se realizó en el máximo con longitud a onda a 614 nm región del visible.

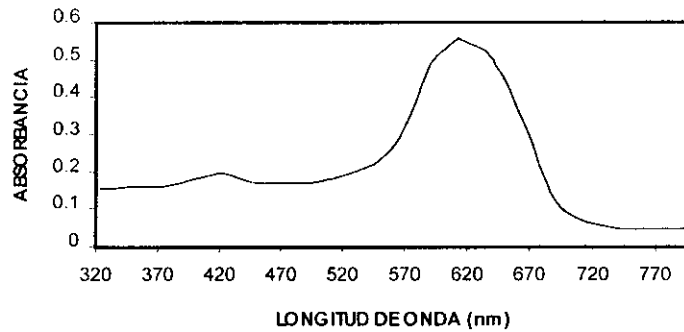


Fig.IV.1. Espectro de absorción (VIS) del efluente crudo y extraído con metanol (1:5). En donde ninguno de los máximos se desplazó por efecto de la neutralización entre 6.8 y 7.2.

Una vez caracterizado el efluente se sometió a los microorganismos a diversas concentraciones del efluente. El efluente fue diluido a concentraciones debidamente preparadas de manera que el incremento de la concentración en el sistema fuera gradual y se evitaran tiempos de degradación muy largos causados por inhibición; las concentraciones se encontraron alrededor de los 300, 600, 800, 1200, 1600 y 2400 mg/L DQO (que correspondería con el empleo del efluente tal cual). En todos los casos el volumen intercambiado correspondió al 75% del volumen útil.

IV.2 Parámetros determinados

Los resultados de esta etapa se integraron en tablas (Anexo 1) las cuales muestran los valores iniciales y finales de los parámetros evaluados en cada ciclo (DQO, Color, absorbancia a 614 nm) además de que presenta los resultados ya tratados (eficiencias de eliminación de (1) DQO, (2) Color; (3) absorbancia a 614 nm y (4) carga eliminada de DQO).

Es importante señalar que el comportamiento del reactor a concentraciones de 1500 y 2400 mg DQO/L se observó solo en un ciclo de operación.

IV.3 Eficiencias de eliminación

IV.3.1 Materia orgánica (biodegradación)

Los resultados muestran que en el primer ciclo el sistema tardó más de un día en degradar el 80% de la DQO inicial; del ciclo 2 en adelante se ocuparon solo 24 h, notándose que después de una primera exposición de los sistemas a los compuestos presentes en el efluente industrial, la velocidad de degradación mejoró (Fig.IV.2).

La figura IV.2 también mostró que desde los ciclos iniciales se notaron diferencias entre los reactores RL y RA en donde en la mayoría de los casos la DQO final fue menor para RL. A pesar de esto el fenómeno de adaptación se observó en ambos sistemas notando que la DQO final en los dos sistemas disminuyó con los ciclos.

Algunos otros parámetros como es el caso del color (Pt/Co) rigieron también la experimentación, una re-aclimatación a 800 mg DQO/L fue necesaria y para tal caso las eficiencias de eliminación de DQO no se vieron afectadas.

Sin embargo, se reconoce que ambos reactores presentaron eficiencias de eliminación de la DQO mayores al 80%, aún que los valores encontrados para el reactor RL (inoculado con lodos activados) sean mejores (arriba del 86 %).

La máxima eficiencia de eliminación de DQO encontrada en esta etapa corresponde al reactor RL con valor del 99% el día de operación 10 y ciclo 5 a una concentración inicial de 630 mg DQO/L (fig.IV.2).

El reactor RA presenta su mejor eficiencia de eliminación en el ciclo 18 igual al 97% y su eficiencia más baja correspondió al 80% en los primeros dos ciclos (fig.IV.2).

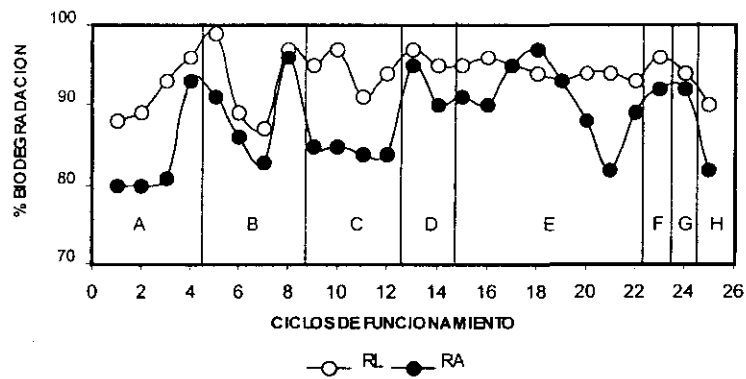


Fig.IV.2. Eficiencia de eliminación de DQO por el sistema a varias concentraciones (S_0). [A=320 mg DQO/L, B=630 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=800 mg DQO/L, F=1200 mg DQO/L, G=1500 mg DQO/L, H=2300 mg DQO/L].

IV.3.2 Color (unidades Pt/Co)

En General las eficiencias de eliminación de color solo se observaron aparente solo en RL en donde se encontraron valores mayores al 80% (Fig.IV.3.).

Es importante hacer notar que el inculo empleado en el sistema RA además de metabolizar el colorante RA151 mostraba adsorbido el mismo, el cual fue liberado durante los ciclos del tratamiento y no permitió observar si había una eliminación del color que provenía del agua residual tratada. En este caso es de gran importancia observar los resultados obtenidos de la extracción con metanol de colorantes a su máxima longitud de onda (614 nm) que indicó la desaparición del colorante o colorantes que se presentaban en el agua residual.

En el caso del reactor RL las descargas correspondientes a los ciclos del 1 al 8 con concentraciones de 290, 585 y 759 unidades de Color (Pt/Co) el color final fue por completo imperceptible, para concentraciones de 1180 unidades apareció una tonalidad verde. Con la finalidad de que los microorganismos emplearan el o componentes responsables de esta tonalidad el sistema RL nuevamente se mantuvo en la etapa 800 mg DQO/L (750 unidades Pt/Co) durante varios ciclos, el color (Pt/Co) disminuyó en los

ciclos posteriores, sin embargo aún el tono verde era perceptible por lo que se continuó con los experimentos a concentraciones de 1120, 1400, 2150 unidades Pt/Co. En los ciclos 21 y 22 de funcionamiento se encontró la máxima eficiencia de eliminación de color igual al 95% registrada a la concentración de 750 unidades Pt/Co.

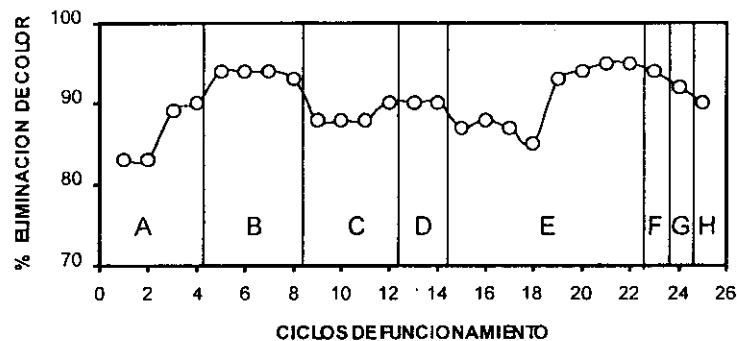


Fig.IV.3. Eficiencias de eliminación de color Pt/Co por sistema RL. [A=320 mg DQO/L, B=630 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=800 mg DQO/L, F=1200 mg DQO/L, G=1500 mg DQO/L, H=2300 mg DQO/L].

El reactor RA presentó siempre valores por arriba del límite de lectura de la técnica (>550 unidades), la desorción del color RA 151 no permitió que se observara de manera clara la eliminación del color (Pt/Co) del agua residual. Los ciclos 19, 20, 22, 23 y 24 sin embargo muestran eficiencias de eliminación del color mayores al 80%.

IV.3.3 Eliminación de los Colorantes.

La disminución de la absorbancia a 614 nm confirma la desaparición de los colorantes del efluente industrial textil. Sin embargo no es suficiente la desaparición de los mismos para asegurar su biodegradación motivo por el cuál el seguimiento del parámetro DQO.

De manera general los colorantes contenidos en el agua residual fueron eliminados por ambos sistemas. Para el reactor RL encontraron eficiencias de eliminación superiores al 80%; la máxima eliminación encontrada fue en los ciclos 7 (630 mg DQO/L), 13 (1200 mg DQO/L) y 21 (800 mg DQO/L) donde se alcanzó el 99% (fig.IV.4). En los últimos tres

ciclos de funcionamiento a concentraciones de 1200, 1500 y 2400 las eficiencias de eliminación de la absorbancia decaen.

El reactor RA solo presentó eficiencias de eliminación mayores al 80% en los ciclos finales (fig.IV.4). Y durante todo el trabajo los valores observados no presentaban una tendencia.

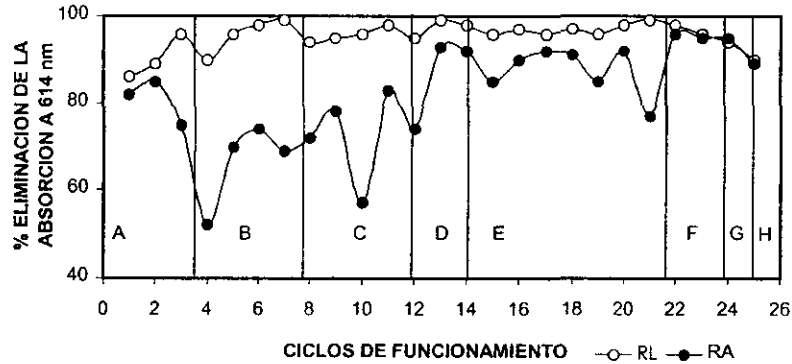


Fig.IV.4. Eliminación de los colorantes. [A=320 mg DQO/L, B=630 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=800 mg DQO/L, F=1200 mg DQO/L, G=1500 mg DQO/L, H=2300 mg DQO/L].

IV.4 Capacidad de eliminación

La adaptación de los sistemas al efluente se demuestra con el aumento de la carga orgánica eliminada conforme los ciclos de funcionamiento. Los resultados obtenidos muestran que el comportamiento de este parámetro fue similar entre los reactores, sin embargo se encontraron mejores valores en el caso en el caso de RL.

El incremento de este parámetro mostró que entre un ciclo y otro (a la misma concentración) la capacidad de utilización del efluente por los microorganismos mejoró reflejándose en la disminución de la DQO. Además de lo anteriormente mencionado es importante hacer notar que al incrementar la concentración desde los 300, hasta los 2400 mg DQO/L los tiempos de reacción no se veían afectados mejorando la carga orgánica eliminada.

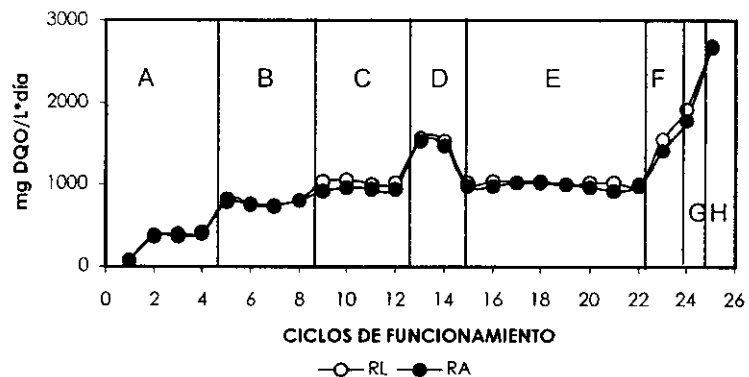


Fig.IV.5. Carga de DQO eliminada a diferentes concentraciones iniciales (Si). [A=320 mg DQO/L, B=630 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=800 mg DQO/L, F=1200 mg DQO/L, G=1500 mg DQO/L, H=2300 mg DQO/L].

La máxima carga eliminada se encontró para el reactor RL y correspondió a 2700 mg DQO/L.d obtenida al alimentar con el efluente industrial crudo. La máxima carga eliminada por el reactor RA correspondió a 2667 mg DQO/L.d al alimentar con el efluente crudo.

A pesar de que ambos reactores tienen la capacidad de eliminar la materia orgánica presente en el efluente industrial, las eficiencias de eliminación de DQO, Color y colorantes difieren, reflejando un mejor tratamiento realizado por RL.

IV.5 Calidad del efluente obtenido

La degradación de la DQO por RL y RA alcanzó buenas eficiencias, sin embargo esto no asegura que las descargas contengan valores de DQO que demuestren una buena calidad de agua, la siguiente figura presenta los valores finales promedio de DQO encontrados para cada So alimentada.

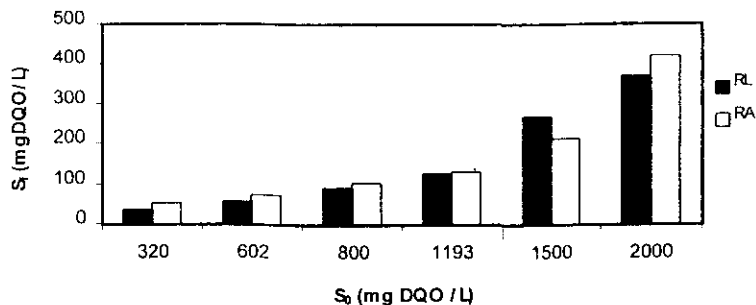


Fig.IV.6. DQO remanente en RL y RA para diferentes concentraciones S_0 .

En el caso de RL la DQO final encontrada para las tres últimas concentraciones S_0 son mayores a 50 mg de DQO /L, el apresurarse en la adición de las nuevas concentraciones no permitió que a cada una de las mismas se realizara una adaptación adecuada. La DQO remanente para RA en todos los casos fue mayor a 50 mg de DQO/L.

IV.6 DISCUSIÓN

El efluente industrial textil presenta una DQO alta, en la mayoría de los casos se reconoce que los colorantes se emplean a bajas concentraciones las cuales son suficientes para un buen teñido, sin embargo aunque los colorantes contribuyen en poco a la DQO a bajas concentraciones son por completo perceptibles y la importancia de la eliminación de los colorantes que integran el efluente radica en que los mismos son xenobióticos y por tanto de difícil remoción.

Por tanto en este estudio se evaluó la eliminación de los colorantes, del color y la materia orgánica como una medida de la biodegradación del efluente textil.

El efluente Industrial esta compuesto por una serie de sustratos que puede ser desde los más fácilmente utilizables, lentamente biodegradables o hasta aquellos en cierta forma más resistentes a la biodegradación como los colorantes o residuos fibrosos.

El inoculo de RL provino de una planta de tratamiento de aguas residuales domésticas en donde los microorganismos se encontraban sujetos a una variedad de sustratos de fácil utilización lo que no permite que los sistemas biológicos sean expuestos a una selección drástica, situación muy distinta a lo que sucede con RA. El reactor RA fue aclimatado al colorante RA151. Por mucho tiempo el reactor RA utilizó este colorante como única fuente de carbono y energía lo que sugiere una selección de los microorganismos disminuyendo la diversidad metabólica y microbiana; la presencia de otros diversos compuestos presentes en el efluente industrial que pueden brindarle energía y carbono promueven en la biomasa seleccionada nuevos cambios que probablemente logren que la degradación de estos componentes tarde ampliando su periodo de aclimatación. Algunos fenómenos físicos como son la adsorción del sustrato también se observaron en RA, mucho colorante RA151 se encontraba adsorbido a la biomasa microbiana y piedra volcánica (tezontle) lo que puede sugerir que exista algún fenómeno de competencia entre sustratos.

La aclimatación a la DQO se observó sobre todo en los primeros 4 ciclos, en estos ciclos la porción de colorante es pequeña y probablemente los microorganismos ocuparon la DQO para crecer y reproducirse mientras el colorante pudo adsorberse en el tezontle y biomasa añadida. Conforme avanzaron los ciclos los valores en las eficiencias de biodegradación (DQO) oscilaban pero fueron siempre mayores al 80% para ambos sistemas, en la mayoría de los casos RL presento mejores eficiencias de biodegradación en donde la diversidad microbiana disminuida por la selección en RA probablemente no mejora la posibilidad existente en RL de eliminar bajo diversos eventos metabólicos (acción concertada) los componentes en el efluente por lo que parte del sustrato o productos de un metabolismo inicial se ven reflejados en los valores remanentes de la DQO.

La disminución del valor de absorbancia a la longitud del máximo de absorción sugiere la desaparición de los colorantes del sistema, este valor fue mejorado por el reactor RL, desde los primeros ciclos se encontraron absorbancias remanentes bajas y las eficiencias encontradas en este sentido fueron siempre mayores al 85%.

Conforme aumentaron los ciclos, las concentraciones del efluente se incrementaron, la capacidad de eliminación medida en materia orgánica (DQO) mejoraría con el incremento de la concentración o decremento del tiempo de degradación y de ciclo; la aclimatación de los microorganismos del sistema durante las concentraciones no permitió un incremento en los tiempos de ciclo de tal manera que en los últimos ciclos la capacidad de eliminación se incrementó con la concentración y la máxima carga eliminada fue para RL.

A pesar de que ambos sistemas empleados tienen una buena capacidad de eliminación el reactor RA presentó bajas eficiencias de eliminación de los colorantes (Absorbancia a 614 nm) comparadas con las encontradas para RL. Se considera que los lodos activados bajo las condiciones de trabajo son un mejor inóculo que bajo una adecuada estrategia de aclimatación puede alcanzar capacidades de eliminación de materia orgánica alta con buenas eficiencias de remoción de colorantes y eliminación de color.

Los resultados mostrados en esta etapa sugieren que el empleo de un inóculo más diverso proporciona mejores resultados al tratamiento debido a la diversidad metabólica encontrada en el mismo.

En esta etapa es también de importancia el observar los problemas encontrados durante el desarrollo del estudio; el principal problema a esta escala fue la formación de espuma que se manifestó desde el inicio del tratamiento.

V. RESULTADOS.- ETAPA 2

V.1. Caracterización del lote 2 de agua residual

En esta etapa nuevamente se caracterizó el efluente textil (tabla V.2) el cual provenía de un lote distinto al anterior. Se observó que los sólidos Suspendidos Totales en su gran mayoría eran flóculos formados por la fibra los cuales se presentaron coloreados. Se realizó un tratamiento inicial a este lote pasándolo por una malla número 20 y un poco de fibra de vidrio para retener el exceso de fibras. Con ello el valor de DQO y SST disminuyó (tabla V.1).

Tabla V.1. Efecto de la remoción de fibra del agua residual.

	ANTES	DESPUÉS
DQO (mg DQO/L)	4890	4200
SST (mg/L)	188	137

Tabla V.2. Caracterización del efluente textil.

EFLUENTE INDUSTRIAL TEXTIL	
Color unidades Pt/Co	1765
DQO (mg/L)	4200
Máximo de absorción	
614 nm metOH:H2O (1:5)	0.1638
361 nm metOH:H2O (1:5)	0.6375
pH	4.2
Sólidos Suspendidos Totales (mg/L)	137
Sólidos Suspendidos Fijos (mg/L)	8
Sólidos Suspendidos Volátiles (mg/L)	129
Sulfatos (mg/L)	139
Fosfatos (mg/L)	21

La DQO del lote 2 fue mucho mayor que la encontrada en el lote 1, sin embargo el color(Pt/Co) presentó un valor pequeño, la cantidad de sulfatos no varió demasiado pero sí la de fosfatos, la producción de espuma fue menor; el pH no fue tan bajo y el color fue azul rey muy opaco debido al contenido de fibra.

El barrido realizado al efluente mediante la técnica de extracción con metanol (1:5) mostró dos máximos de absorción, uno a 361 nm y otro en la región del visible que nuevamente correspondió a 614 nm. (Fig. V.1.)

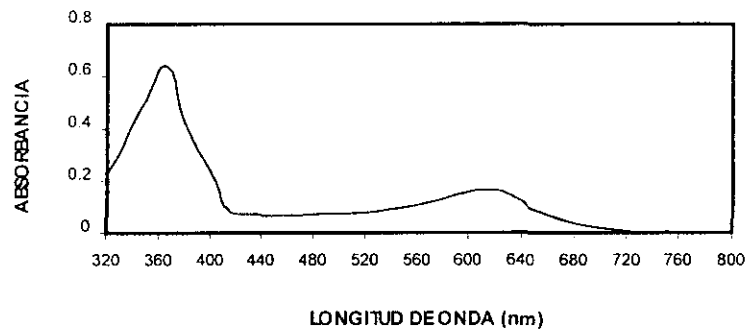


Fig.V.1. Máximos de absorción del efluente textil. Ninguno de los máximos se desplazó por efecto de la neutralización.

En esta etapa el reactor se inoculó con lodos activados de una planta de tratamiento de aguas domésticas, el reactor fue alimentado a varias concentraciones correspondientes a 300, 600, 800, 1200, 1500, 2000, y 2400 mg DQO/L.

V.2 Parámetros determinados

Los parámetros determinados de igual manera fueron las concentraciones finales de DQO, Color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm, los SSV también fueron evaluados. Los resultados finales de esta etapa del tratamiento se recopilaron en tablas en el Anexo 2 junto con los datos iniciales del tratamiento.

V.3 Eficiencias de Eliminación

V.3.1 Carga Orgánica (Biodegradación)

La DQO es una medida indirecta de la cantidad de materia orgánica presente en el sistema, y la eliminación de la misma sugiere la degradación. Para todos los ciclos de operación del sistema se observó una eliminación de cerca del 80% de la DQO.

En los primeros ciclos de tratamiento fueron necesarias solo 24 h para alcanzar un poco más del 80% de degradación, para la misma concentración conforme transcurrían los ciclos se obtenían valores menores de DQO final lo que se debe al fenómeno de adaptación de los microorganismos a la materia orgánica y colorantes contenidos en el efluente textil.

A pesar de que al inicio del tratamiento algunos microorganismos mueren por ser sensibles al efluente industrial aquellos que resisten y son capaces de utilizar los sustratos presentes se seleccionan y reproducen fácilmente con los ciclos.

A concentraciones de 300, 600, 800 y 1200 mg DQO/L se obtuvieron eficiencias de eliminación de la DQO por arriba del 80% siendo la menor del 82 % y la mayor del 97% para el ciclo 5 a concentración de 300 mg DQO/L (Fig.V.2).

Sin embargo conforme aumentaron las concentraciones en DQO los valores finales también se incrementaron encontrándose que cuando la DQO inicial fue de 800 mg DQO/L los valores finales de DQO fueron hasta de 106 mg DQO/L. Este fenómeno se observó durante todo el estudio y puede sugerir la presencia de componentes de difícil degradación en el residuo del tratamiento o la formación de sustancias que causan una baja en la actividad de los microorganismos presentes en el sistema.

Cuando las concentraciones iniciales fueron de 1500 y 2000 mg DQO/L el sistema tardó (durante algunos ciclos) más de 24 h en degradar el 80% de la DQO contenida en el efluente, 270 mg DQO/L y más de 300 mg de DQO/l fueron los valores mínimos finales de DQO encontrados respectivamente.

A la concentración de 1500 mg DQO/L se encontraron eficiencias del 76 y 79% con tiempos de reacción de 24 h (ciclos 21 y 22), esta baja en las eficiencias se muestra en la fig.V.2. El sistema mejoró con los ciclos a esta concentración y alcanzó el 80% de degradación.

A concentración de 2000 mg DQO/L algunas de las descargas presentaron turbiedad sobre todo en los ciclos 26, 29 y 30 lo que probablemente modificó los valores reales

de DQO final. La turbiedad mencionada parecía formarse durante las primeras horas de tratamiento y en la mayoría de los casos (exceptuando los ciclos anteriormente mencionados) desaparecía.

A concentraciones de 2400 mg DQO/L el sistema presentó un comportamiento inestable encontrándose turbiedad en todas sus descargas, durante 6 ciclos que se realizaron a esta concentración la biodegradación del efluente se realizó en más de 24 h y aún que se observaron ligeras mejoras en el tiempo de reacción parámetros como son las eficiencias de eliminación de color y absorbancia a 614 nm exigieron una reaclimatación.

A la concentración de 2400 mg DQO/L se obtuvieron eficiencias del 80% (fig.V.2) con tiempos de reacción de 48 h y los valores de DQO finales mostraron valores hasta de 487 mg DQO/L además en todas las descargas se encontró turbidez afectando los valores de DQO final y lectura de otros parámetros.

La reaclimatación del sistema a 2000 mg DQO/L condición anterior se realizó del ciclo 38 al ciclo 42 de tratamiento, en donde posterior a 3 ciclos con tiempo de reacción mayor a 24 h se alcanzaron eficiencias de degradación de 80%.

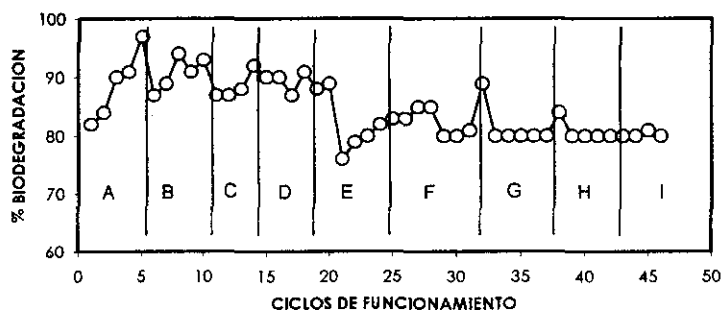


Fig.V.2 Eficiencias de biodegradación a varias concentraciones iniciales So. [A=300 mg DQO/L, B=600 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=1500 mg DQO/L, F=2000 mg DQO/L, G=2400 mg DQO/L, H=2000 mg DQO/L, I=2400 mg DQO/L].

Se continuó con el tratamiento regresando a concentración de 2400 mg DQO/L para observar si el sistema respondía. A esta concentración, 4 ciclos de 48 h lograron

eficiencias del 80%, nuevamente los parámetros que se describieron con anterioridad rigieron el sistema ya que los valores de estos decayeron empeorando el resultado del tratamiento general de este efluente.

V.3.2 Eliminación de Color (Pt/Co)

El color (Pt/Co) final disminuyó con los ciclos lo que es notorio sobre todo a concentración de 300 mg DQO/L mostrando el fenómeno de aclimatación.

Durante la mayoría de los ciclos las eficiencias de eliminación de color se mantuvieron cerca del 80% y la máxima eficiencia alcanzada fue para el ciclo 5 alcanzando el 90% a una concentración de 300 mg DQO/L (fig.V.3).

De igual forma al aumentar la concentración inicial de efluente en el reactor los valores finales de color crecieron, para concentraciones de 800 mg DQO/L encontramos concentraciones finales de hasta 70 unidades Pt/Co de color, para concentraciones de 1200, 1500, y 2000 mg de DQO/L se encontraron valores cerca de 150, 300 y 400 unidades de color respectivamente las cuales ya se percibían visualmente.

En las concentraciones iniciales de 300, 600, 800, y 1200 la mayoría de las eficiencias de eliminación de color mejoraron el 80% empleando un solo día, pero más allá de estas concentraciones fue necesario emplear más tiempo en la desaparición del color.

Es importante mencionar que a concentraciones de los 1200 mg DQO/L y en adelante cerca de las 8 horas en tiempo de reacción el contenido del sistema se tornaba turbio y grisáceo en la mayoría de estos casos el color y la turbiedad desaparecían con el tiempo de reacción.

A concentraciones de 2000 mg DQO/L correspondientes a 628 unidades Pt/Co encontramos eficiencias de eliminación de color de hasta 70 y 76% las cuales mejoraron con los ciclos alcanzando en los ciclos finales el 80% de eliminación (fig.V.3). Sin embargo cuando la concentración inicial fue de 2400 mg DQO/L las eficiencias fueron afectadas llegando hasta valores del 52 % (fig.V.3), la turbidez fue evidente en todas las

descargas afectando la medida espectrofotométrica del color y empeorando la calidad visual del efluente.

Con la finalidad de mejorar estas eficiencias a través de la aclimatación se decidió regresar a la condición anterior de trabajo (2000 mg DQO/L) en donde el sistema tardó un ciclo en recuperarse posterior a lo cual las eficiencias de eliminación mejoraron notoriamente alcanzando valores hasta del 84% (fig.V.3).

Nuevamente se intentó trabajar el sistema a concentración de 2400 mg DQO/L esperando que las eficiencias de eliminación no se encontraran tan afectadas sin embargo a partir del primer ciclo a concentración de 2400 mg DQO/L la turbidez se mostró nuevamente la cuál ahora resultó ser irremovible por centrifugación lo que empeoró los valores de color unidades Pt/Co.

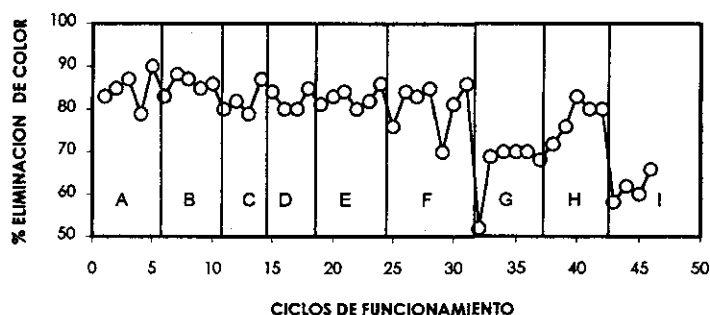


Fig.V.3. Comportamiento de las eficiencias de eliminación de color (Pt/Co) a diferentes concentraciones. [A=300 mg DQO/L, B=600 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=1500 mg DQO/L, F=2000 mg DQO/L, G=2400 mg DQO/L, H=2000 mg DQO/L, I=2400 mg DQO/L].

V.3.3. Eliminación de los Colorantes (614 nm)

La eliminación de los colorantes se reconoce con la disminución del valor de la absorbancia al máximo de absorción en el visible del efluente alimentado. No es suficiente su desaparición para aseverar la degradación de los mismos. Sin embargo el concepto de

eliminación de la DQO o materia orgánica presente en el efluente aunado a la desaparición del color y absorbancia a 614 nm apoya la biodegradación de los colorantes y no solo de estos sino también de los otros componentes del efluente textil.

Como puede observarse en la mayoría de los casos esta absorbancia presenta eficiencias cercanas al 80% (fig.V.4). Se encontraron los mejores valores para el último ciclo de las concentraciones de 300, 600 y 800 mg DQO/L lo que sugiere aclimatación del sistema a los colorantes presentes en el efluente textil. Algunos espectros que comparan las concentraciones iniciales (300, 600, 800 y 1200 mg DQO/L) y finales fueron elaborados, en donde se observa como decae el valor de absorbancia después del tratamiento.

La mejor eficiencia de eliminación de colorantes encontrada fue para el ciclo 10 a concentración de 600 mg DQO/L con valor de 92% mostrando una buena eliminación de los colorantes presentes en el efluente textil.

Es importante mencionar que de igual forma como sucedió con los parámetros anteriores las descargas absorbían más según crecían las concentraciones añadidas al reactor. Por lo que posteriormente se realizaron cinéticas de eliminación para observar este comportamiento.

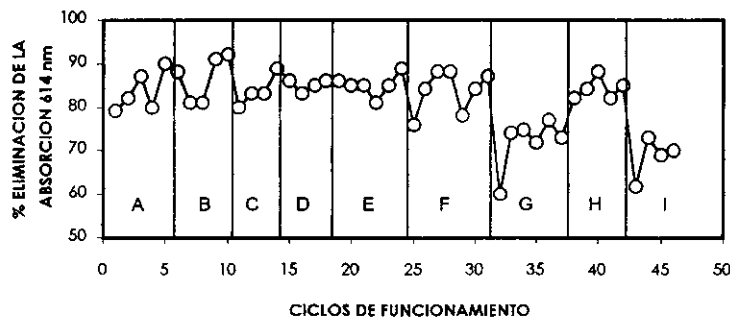


Fig.V.4. Eliminación de los colorantes a varias concentraciones del efluente industrial textil. [A=300 , B=600 , C=800 , D=1200 , E=1500 , F=2000 , G=2400 , H=2000 y I=2400 mg DQO/L].

Durante las primeras etapas del tratamiento fue posible mantener eficiencias de eliminación de colorantes cercanas al 80% (300, 600, 800, 1200, 1500 y 2000 mg DQO/L), sin embargo estos valores empeoraron al alimentar con concentración de 2400 mg DQO/L, el peor valor de eficiencia de eliminación del colorante se registró a esta concentración y corresponde 60% (fig.V.4). A pesar de que algunas descargas presentaban turbiedad en la mayoría de los casos pudo leerse adecuadamente la absorbancia a 614 nm tras hacer la extracción con metanol (1:5) y centrifugación.

V.4 Capacidad de eliminación de la carga orgánica

Debido a que el efluente contiene colorantes sintéticos se reconoce que a altas concentraciones la presencia de los mismos puede causar toxicidad o inhibición por lo que es de importancia encontrar la concentración a la cuál el sistema no se somete a inhibición.

La carga orgánica eliminada refleja la cantidad de materia orgánica que es capaz de eliminarse por el sistema en función del tiempo.

Conforme las concentraciones de sustrato se incrementaron en el sistema la capacidad de eliminación fue mejorando, a concentraciones de 300, 600, 800 y 1200 mg DQO/L el tiempo necesario para que se llevara a cabo la degradación en más de un 80% no superó un día, motivo por el cual la carga eliminada aumentó al crecer la concentración y no ser necesario un aumento en el tiempo.

Al aumentar la concentración a 1500 mg DQO/L fue necesario modificar el tiempo de reacción para alcanzar buenas eficiencias lo que provocó un descenso en la carga eliminada que se observa en el primer ciclo a 1500 mg DQO/L (fig.V.5). En los ciclos siguientes a esta concentración se observa la aclimatación por disminución en el tiempo de reacción hasta 24 horas y consecuentemente una mejora en la carga orgánica eliminada. Este mismo fenómeno también se observó a concentración de 2000 mg DQO/L, en donde el sistema tardó mas ciclos en recuperarse y mejorar la carga eliminada.

A esta concentración se localizaron los valores máximos de eficiencias de eliminación. Alimentando el reactor con 2400 mg DQO/L la capacidad de eliminación se vio afectada, el tiempo de tratamiento creció lo que se refleja en una baja, a través de los ciclos no pudo observarse mejora evidente, y otros parámetros importantes se mostraron por mucho afectados lo que originó la reacondicionamiento.

Bajo el criterio de aclimatar a los microorganismos para mejorar las eficiencias de eliminación de color (P/Co) y colorantes además de mejorar la carga eliminada se reacondicionó a la condición de 2000 mg DQO/L en donde fueron necesarios tiempos de reacción mayores a las 24 h (ciclos 38, 39 y 40) para degradar el 80% de la DQO, posterior a estos ciclos el sistema se recuperó llegando a una carga eliminada cercana a los 2275 mg DQO/L.d.

Se incrementó la concentración a 2400 mg DQO/L con la finalidad de mejorar la carga eliminada esperando que los tiempos de reacción se pudieran mantener lo mas cercanos a un día, en esta situación la carga orgánica eliminada no mejoró, los tiempos de reacción fueron largos encontrando valores hasta de 1366 mg DQO/L.d. El resto de los parámetros como ya se mencionó se vieron afectados.

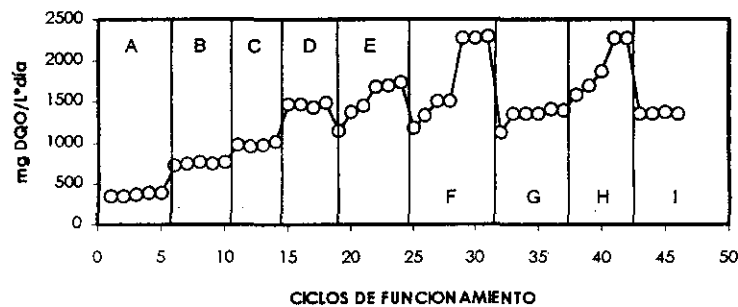


Fig.V.5. Carga orgánica eliminada por el sistema cuando este contenía concentraciones de A=300 mg DQO/L, B=600 mg DQO/L, C=800 mg DQO/L, D=1200 mg DQO/L, E=1500 mg DQO/L, F=2000 mg DQO/L, ETC.

V.5. Discusión

Como ya se hizo notar las eficiencias de eliminación de DQO pudieron alcanzarse hasta en un 80% en la mayoría de los casos, sin embargo a concentración de 2400 mg DQO/L el tiempo para alcanzar estas provocó un descenso importante en la carga eliminada, podemos agregar que como se observó en las figuras los valores encontrados para las eficiencias de color (Pt/Co) y colorantes también disminuyen notoriamente lo que no mejoró reacimatando el sistema.

Esto sugiere que más allá de los 2000 mg de DQO/L y bajo las condiciones de trabajo es difícil encontrar a un corto tiempo de operación del sistema mejoras en la carga orgánica eliminada que mantenga eficiencias de eliminación aceptables de los parámetros evaluados.

A 2400 mg/L el sistema presenta inestabilidad en todos sus parámetros, es probable que por efectos de la presencia de los colorantes a concentraciones mayores, el sistema no se supere, la adición de esta concentración causó estragos en la ruptura de flóculos, formación de biopelícula y el resto de los parámetros estudiados.

La biomasa desprendida del empaque y liberada por los flóculo se expuso al medio lo que provocó lisis de microorganismos que aunado a la liberación de fibra provocó la turbiedad afectando todos los parámetros considerados de importancia.

A la concentración 2000 mg DQO/L se alcanzó la máxima capacidad de eliminación del sistema (2283 mg de DQO/L.d) integrado a que todos los parámetros importantes como son la biodegradación, eliminación del color y desaparición de los colorantes se mantienen en valores aceptables.

De tal forma que el sistema empleado funciona y tiene capacidad de tratar este efluente industrial textil eliminando a concentración dentro del reactor de 2000 mg DQO/l el 80% de la materia orgánica, y colorantes presentes en el mismo.

VI. ETAPA 2. ESTABILIDAD DEL SISTEMA

Con la finalidad de observar la estabilidad del sistema el reactor fue operado a la concentración 2000 mg DQO/L durante 24 ciclos (ciclos del 47 al 73). La operación se realizó alimentando a 2000 mg DQO/L con tiempos de reacción de 1 día. En esta etapa se evaluaron los mismos parámetros que en el capítulo anterior y los resultados se integraron en las tablas del Anexo 2.

Como se explicara posteriormente en el sistema fue necesario hacer purgas de SSV debido a la formación de un excedente de biomasa que alteraba la estabilidad del efluente. El efecto de purgar el sistema sobre los parámetros también se observa en este capítulo.

VI.1 Eficiencias de eliminación

VI.1.1 Materia orgánica (Biodegradación).

En la mayoría de los casos las eficiencias superan el 80% sin variaciones significativas (Fig.VI.1). Algunas variaciones comenzaron a hacerse notorias en los ciclos después de las purgas en donde parecía observarse una mejora.

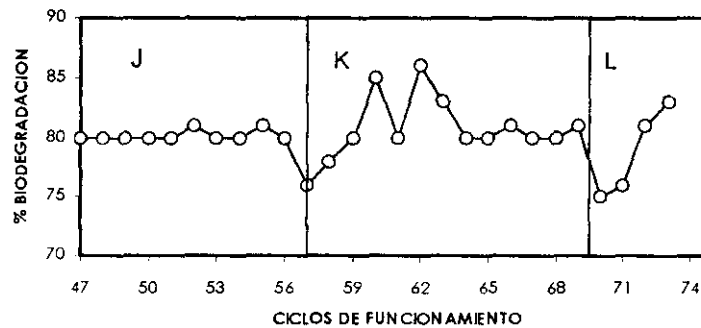


Fig.VI.1. Eficiencias de eliminación de DQO a 2000 mg DQO/L. (J) etapa sin realizar purga (K) y(L) son etapas posteriores a la eliminación de biomasa .

El valor máximo de eficiencia de eliminación de la DQO correspondió al 86% en el ciclo 62 y los valores mínimos encontrados fueron para los ciclos 57, 58 y 70 posterior a las purgas ya enunciadas, el decaimiento en las eficiencias de eliminación en estos ciclos se debe a que es necesario esperar recuperación del sistema debido a la remoción de biomasa que pudo ser activa. Para el sistema se encontró una eliminación de DQO promedio igual al 80% con variaciones del $\pm 2\%$ (fig.VI.1).

Cabe mencionar que hay una tendencia en la figura VI.1 que muestra que las eficiencias de biodegradación mejoran posterior a las purgas y periodo de recuperación del sistema, indicando que el exceso de biomasa presente en el sistema tiene un efecto negativo sobre las eficiencias de biodegradación.

VI.1.2 Color (Pt/Co)

Un comportamiento parecido a la eliminación de la DQO se observa también en el caso de la eliminación del color (Pt/Co), parece observarse estabilidad cuando encontramos que del ciclo 47 al 57 las eficiencias de eliminación de color se mantienen muy cercanas al 80%, sin embargo es visible una tendencia en los valores de las eficiencias después de la purga y periodo de recuperación, La mejora en estas eficiencias se observa cuando es eliminada biomasa en el sistema.

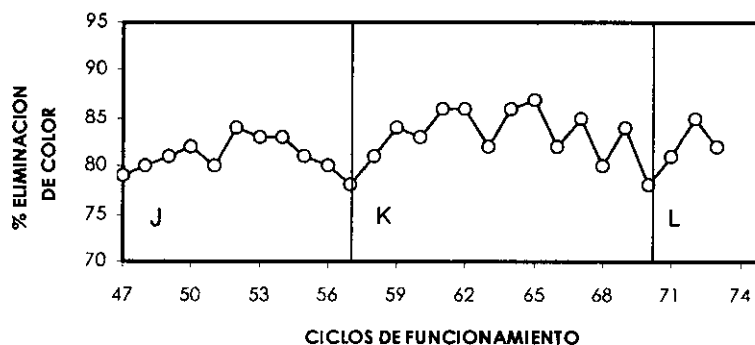


Fig.VI.2. Eficiencias de eliminación de color en unidades Pt/Co. (J) etapa en la cual no se había realizado la purga, (K) y (L) Etapas en las cuales se realizó purga.

Para la eliminación del color unidades Pt/Co encontramos un porcentaje promedio de eliminación correspondiente al 82% con variaciones de $\pm 3\%$ (fig. VI.2). El máximo valor encontrado de eficiencia de eliminación de color Pt/Co fue para el ciclo 65 (87%) y los valores menores encontrados fueron para los ciclos 57 y 70.

VI.1.3 Colorantes

En los ciclos del 47 al 56 las eficiencias de eliminación se mantienen cerca del 80% con algunas variaciones.

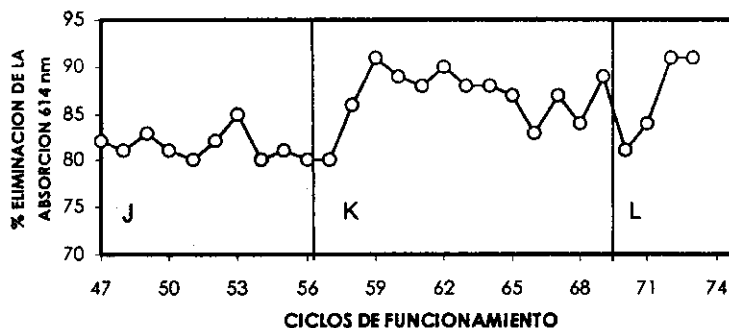


Fig.VI.3 Eficiencias de eliminación de la absorbancia a 614 nm. (J) Representa la etapa antes de la purga, (K) y (L) representan etapas en las que sí se realizó la purga.

Más allá del ciclo 56 las eficiencias de eliminación alcanzan valores hasta del 91% lo que sugiere que la purga promueve un efecto positivo sobre estas eficiencias de eliminación de los colorantes. De tal manera que el exceso de biomasa contenida en el reactor en los ciclos anteriores de alguna manera limitaba la degradación de los colorantes.

El valor promedio encontrado para la eficiencia de eliminación de colorantes correspondió a un 85% con variaciones de $\pm 4\%$.

VI.2. Capacidad de eliminación

La capacidad de eliminación de materia orgánica se muestra en la siguiente figura en donde se observan variaciones a partir del ciclo 56 de tratamiento.

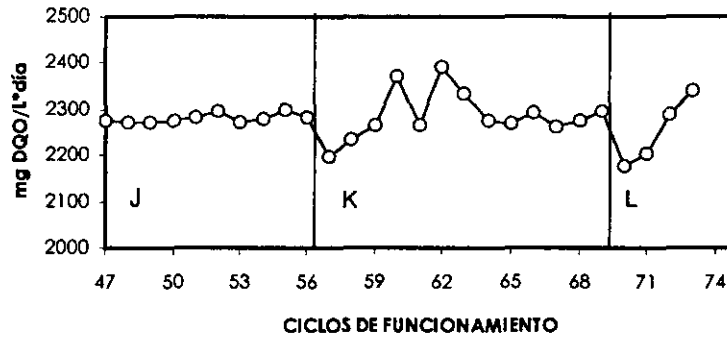


Fig.VI.4. Comportamiento de los valores de carga orgánica eliminada durante varios ciclos a concentración inicial S_i de 2675 mg DQO/L y S_o de 2000 mg DQO/L.

Los valores encontrados en los ciclos posteriores a las purgas mostraron valores de hasta 2299 mg DQO/L.d superior al máximo encontrado durante la aclimatación.

Después de la primera purga como se observa en la figura VI.4 hay una disminución del valor de carga orgánica eliminada, sin embargo el sistema se recuperó en los dos siguientes ciclos, después de los cuales se encontraron mejoras en los ciclos 60 y 62 alcanzándose como valor máximo 2390 mg DQO/L.d, posteriormente la carga orgánica eliminada se estabilizó cerca de los 2250 mg de DQO/L.d.

La segunda purga se realizó en el ciclo 69 de funcionamiento nuevamente se observa un decaimiento en la carga orgánica eliminada sin embargo una recuperación se observa en el siguiente ciclo y los valores registrados de la carga orgánica eliminada se encontraron altos con valores de 2276 y 2297 mg DQO/L.d.

El valor promedio de carga orgánica eliminada correspondió a 2280 mg DQO/L.d con variaciones de ± 42 mg DQO/L.d.

VI.3 Discusión

Bajo las condiciones de trabajo, concentración de 2000 mg DQO/L y tiempo de reacción de un día las eficiencias de eliminación evaluadas muestran pocas variaciones entre los ciclos, todas las eficiencias de eliminación se encontraron con valores promedio al 80% y la capacidad de eliminación cerca de los 2250 mg DQO/L.d.

Las variaciones encontradas en las eficiencias de eliminación de DQO, Color y colorantes son muy pequeñas, menores al 5% lo que sugiere una estabilidad aceptable del sistema. Las eficiencias de eliminación de DQO presentan las variaciones menores encontradas en el trabajo.

Los valores finales de DQO se presentaron entre los 285 y 497 mg DQO/L. Las unidades de Color (P/Co) oscilaron entre las 113 y 182 unidades. Los valores finales de absorbancia encontrados se encontraron entre 0.0075 y 0.0162.

Una de las desventajas encontradas fue que el tratamiento aerobio provocó una alta producción de biomasa que es necesario eliminar para mantener los parámetros controlados. Además de que el excedente de biomasa parece afectar la eliminación de los colorantes.

VII. ETAPA 2. CALIDAD DEL EFLUENTE

La siguiente figura presenta los valores finales en promedio encontrados para cada concentración alimentada durante el periodo de aclimatación en donde posterior a concentraciones de 300 mg DQO/L se encontraron valores promedio de DQO/L final mayores a 50 mg DQO/L.

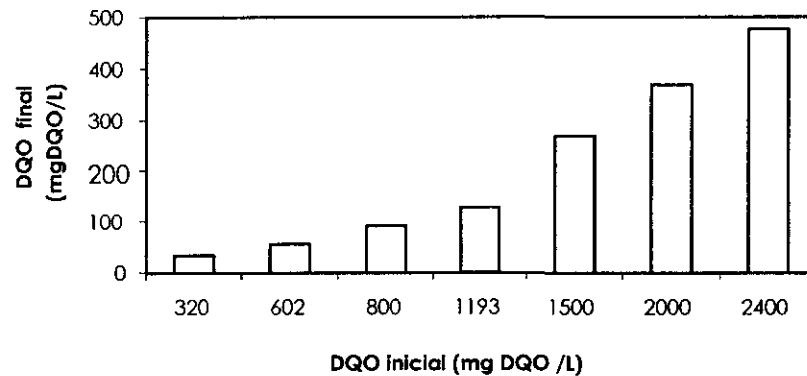


Fig.VII.1. Representación del incremento en la DQO final conforme se aumenta la concentración desde los 300 hasta los 2400 mg DQO/L.

Durante todo el tratamiento fue notorio que después de degradar el 80% del efluente textil el tiempo necesario para aumentar las eficiencias de biodegradación, color y eliminación de los colorantes se extendía demasiado lo que tendría efectos en la carga orgánica eliminada.

Se realizaron cinéticas para determinar el tiempo de reacción. La figura VII.12 presenta los resultados del ciclo 21. Para esta concentración (1500 mg DQO/L) la máxima degradación del efluente se llevó a cabo en las primeras 12-14 h alcanzado el 60% de degradación, el 40% restante se degradaba de manera muy lenta lo que se traduce en emplear más tiempo para eliminar pequeñas cantidades de DQO.

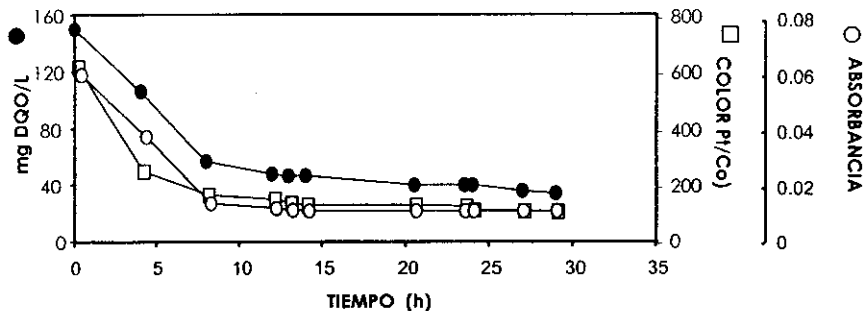


Fig.VII.2. Cinética de biodegradación (DQO); desaparición de Color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm (ciclo 21) a concentración de 1500 mg DQO/L.

Esto hace pensar que el remanente del tratamiento puede ser de difícil, lenta utilización o inhibitorio para los microorganismos del sistema.

El mismo comportamiento se muestra en la figura para la eliminación de color (Pt/Co). Después de las 14 horas aproximadamente la eliminación del color tiene una velocidad muy pequeña en comparación con la observada durante las primeras horas. En este caso a las 14 h el 78% del color presente en la alimentación había desaparecido.

Los resultados obtenidos para la remoción de colorantes presentan también una velocidad máxima al inicio del tratamiento en donde se muestra una eliminación considerable de los colorantes, a las 14 h en tiempo de reacción se había eliminado el 78% de los colorantes presentes en la alimentación.

El impacto sobre la velocidad de biodegradación, eliminación de color y eliminación de los colorantes en las últimas horas de la cinética, sugiere que la actividad de los microorganismos en estos puntos se afecta por formación de productos o compuestos que pueden actuar negativamente sobre la población microbiana. Se realizó una evaluación de inhibición o toxicidad mediante pruebas de respirometría (actividad sobre el sustrato) empleando como sustratos al acetato de sodio, el efluente textil, y el efluente tratado por el reactor. Los ensayos se realizaron sobre biomasa joven aclimatada a un solo sustrato acetato de sodio como única fuente de carbono y energía durante 15 días.

La actividad endógena de los lodos empleados se realizó sin fuente de carbono y energía pero adición de nutrientes.

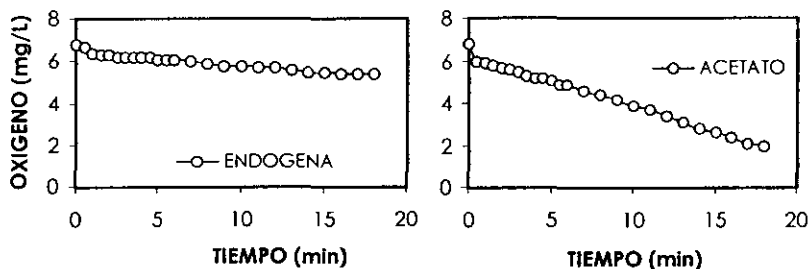


Fig.VII.3. Actividad endógena y frente al acetato de sodio de lodos no aclimatados al efluente textil.

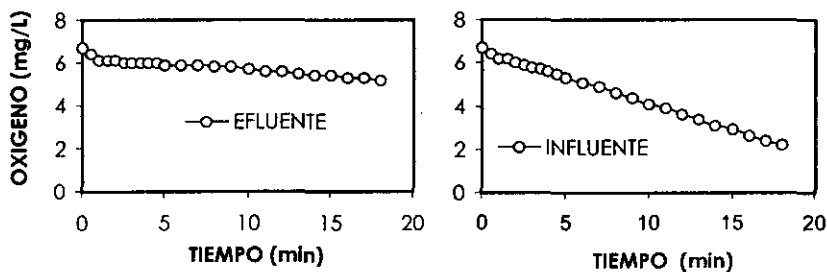


Fig.VII.4. Consumo de oxígeno encontrado para el influente del reactor (agua residual textil) y efluente del tratamiento biológico.

La actividad de los lodos activados en presencia de los sustratos fue medida de acuerdo a la pendiente máxima encontrada en las gráficas de las figuras VII.15 y VII.16.

Los resultados encontrados se muestran en las siguientes tabla. En donde la tasa de consumo endógena fue restada a la de los sustratos.

Tabla.VII.1. Tasa de Consumo de oxígeno disuelto por los sistemas.

CONDICIÓN	mg O ₂ CONSUMIDO/L.min.g SSV
Endógena	0.23
Acetato de sodio	0.17
Efluente textil	0.07
Después del tratamiento.	0.00

La mejor pendiente encontrada fue para el acetato de sodio sustrato que es de fácil degradación y al cuál se encontraban aclimatados los microorganismos empleados ver fig. VII.3 y VII.4.

La degradación del efluente textil (influyente del reactor) también es sencilla lo que sugiere que la población microbiana de estos lodos presenta actividad frente a estos sustratos, sin embargo lo resultante del tratamiento biológico presenta una pendiente parecida a la endógena indicando que posiblemente para estos microorganismos la DQO presente no es de fácil degradación o su degradación es muy lenta.

De cualquier manera aún que la población microbiana consume poco oxígeno, no hay evidencia de toxicidad ya que los microorganismos respiran con un valor de consumo parecido al valor de la endógena o reserva.

VII.1 Discusión

La cinética y prueba respirométrica realizada nos puede llevar a pensar en tres casos:

- (1) Como se mencionó con anterioridad los efluentes resultantes de las actividades del teñido de textiles contienen una diversidad amplia de sustancias. Algunas de estas pueden ser de fácil degradación microbiana, algunas de lenta degradación y otras quizá podrían ser no biodegradables o inertes. En el caso del empleo de un tratamiento biológico la degradación de los componentes puede llevarse a cabo sobre todo si estos presentan una fácil degradación. De tal manera que la biodegradación puede realizarse inicialmente sobre los sustratos sencillos para el crecimiento y

reproducción del consorcio microbiano en donde quizá estos sustratos puedan llegar a la mineralización. Sin embargo, conforme el tiempo transcurre los sustratos de fácil degradación se terminan disminuyendo la velocidad de biodegradación a causa del empleo de los nuevos sustratos de lenta o difícil biodegradación.

- (2) No puede asegurarse que la biodegradación por el consorcio microbiano llegue hasta la mineralización, si no que una biodegradación parcial ocurra formando compuestos poco biodegradables ocasionando una baja en la velocidad de degradación del sistema. Y en donde la aclimatación a estos nuevos componentes seguramente necesite de periodo más amplios.
- (3) Que se lleven a cabo los fenómenos (1) y (2) simultáneamente.

Alguno de estos fenómenos o ambos son la causa de que la calidad del efluente liberado mantenga valores importantes de DQO. Sin embargo desde un punto de vista positivo bajo la operación de este sistema puede degradarse el 80% de la materia orgánica presente en el efluente, además de que los colorantes conocidos por su difícil remoción se muestran eliminados en un 80% por el sistema.

Además, la flexibilidad en la operación de este tipo de sistemas puede llevar a modificaciones que traigan mejoras en el tratamiento, motivo de otro estudio.

VIII. ETAPA 2. EMPAQUE, FORMACIÓN DE BIOPELÍCULA Y ADSORCIÓN

VIII.1 Empaque y formación de biopelícula en el sistema

Durante el transcurso del tratamiento se evaluó la pérdida de SSV como una medida de la estabilidad de la biopelícula situada en el empaque del reactor, durante la aclimatación se encontró que en los primeros ciclos el contenido de SSV en las descargas del reactor fue alto ya que en realidad semejaba a un sistema en suspensión.

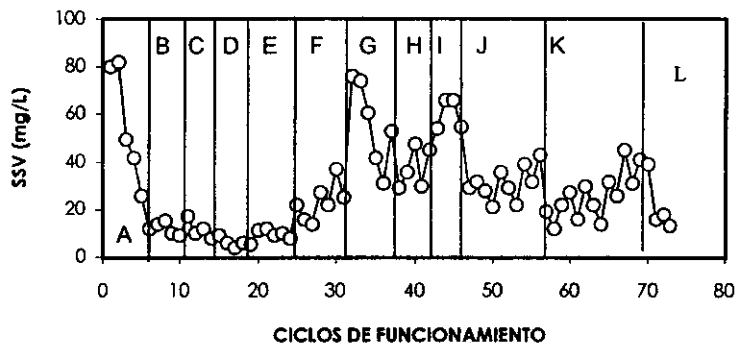


Fig.VIII.1. Comportamiento de los Sólidos Suspendedos Volátiles durante el tratamiento y efecto de la purga de lodos sobre este parámetro. A=300, B=600, C=800, D=1200, E=1500, F=2000, G=2400, H=2000, I=2400; J, K=2000 mg DQO/L.

Pudo observarse que después de un periodo de operación de 6 ciclos la concentración de sólidos Suspendedos Volátiles en el efluente decreció desde los 80 mg/L hasta menos de los 10 mg/L. El modo de operación del reactor y la adición de fibra contenida en el efluente de alguna manera pudo mejorar la sedimentabilidad además de que la colonización del empaque comenzó permitiendo una menor pérdida de la biomasa en el sistema.

A partir del ciclo 25 en adelante la cantidad de SSV aumentó. Posteriormente cuando se incrementó la concentración a 2400 mg DQO/L (ciclo 31), la biopelícula comenzó a desprenderse y los flóculos a hacerse más ligeros liberando la fibra y exponiendo la

biomasa que estaba contenida en los floculos, los SSV aumentaron y se presentó turbidez que mejoró solo en algunos de los ciclos posteriores.

Las descargas que contenían el mayor número de SSV ocurrieron del ciclo 31 al ciclo 46 cuando las concentraciones de 2400 mg DQO/L fueron adicionadas, lo pudo deberse a un choque de concentración. Posterior a estos ciclos cuando se regresó a 2000 mg DQO/L los SSV comenzaron a ser estables cerca de un valor de 25 mg SSV/L.

Durante el resto de los ciclos cuando se evaluaba el comportamiento y estabilidad del sistema se encontraron valores elevados de SSV y un exceso de biomasa fija y suspendida podía observarse en el sistema, la concentración de oxígeno disuelto disminuyó motivo por el cual se realizaron algunas purgas necesarias para conseguir las condiciones propuestas en el trabajo (las purgas están denotadas con líneas entre el ciclo 47 y 73).

La purga consistió en después de descargar el reactor y muestrear el efluente como se hacía normalmente, enjuagar ligeramente el empaque del mismo con un 1 litro de la descarga, este mismo litro adicionado al sistema se descargaba por medio de la bomba de salida de tal manera que el 25% que debía permanecer en el reactor no se alteraba.

Pudo notarse que posterior a la eliminación del exceso de lodos y fibra del sistema los SSV liberados con las descargas del reactor mejoran y se mantienen cerca de los 20 mg SSV/L por algunos ciclos (figura VIII.1).

Sin embargo después de realizar la primera purga se encontró que conforme el número de ciclos transcurridos los SSV liberados aumentaron, sugiriendo una rápida reproducción de la biomasa en este sistema aerobio bajo las condiciones de trabajo.

Cuando las descargas alcanzaron de nuevo cerca de los 25 mg SSV/L se hizo notoria la necesidad de eliminar la biomasa excedente en el sistema regido por una baja en la concentración de oxígeno que limitaba el proceso.

La cantidad de SSV retirados del sistema en las purgas elaboradas en los ciclos 56 y 70

se muestran en las siguientes tablas.

Tabla.VIII.1. SSV purgados y cantidad de biomasa fija y en suspensión previo y posterior a la purga del sistema. Los SSV fijos y en suspensión se midieron en los ciclos 56 y 57 en condiciones normales de operación del reactor.

BIOMASA	PREVIO A LA PURGA	POSTERIOR A LA PURGA
Fija (mg SSV/Piedra) n=3	42	6
En suspensión (mg SSV/L)	43	19
La cantidad de SSV purgada correspondió a 9 g de SSV y la cantidad de SSV posterior a la purga contenida era cerca de los 1600 mg/L.		

Una vez que se realizó la purga inicial solo bastaron cerca de 15 ciclos para encontrar empeoramiento en el oxígeno disuelto, aumento en los SSV y presencia de turbiedad en las descargas, la concentración de oxígeno disuelto se encontró cercana a los 3 mg/L.

Tabla.VIII.2. Segunda purga realizada al sistema en el ciclo 70 de funcionamiento.

BIOMASA	PREVIO A LA PURGA	POSTERIOR A LA PURGA
Fija (mg/piedra)	37	7
Suspensión (mg /L)	39	16
La cantidad de SSV retirada correspondió a 7 g de SSV y la cantidad de SSV posterior a la purga contenida en el reactor fue aproximadamente de 1800 mg/L.		

Del ciclo 57 al ciclo 70 el crecimiento de biomasa fue elevado. El crecimiento de biomasa fija se manifestó desde los 6 mg/piedra hasta 37 mg/piedra. El crecimiento de biomasa en suspensión aumentó desde los 19 mg/L hasta los 39 mg/L. De tal manera que en el material de empaque crecieron cerca de 20 mg SSV en 14 días y cerca también de 20 mg SSV/L.

Se siguió también en el trabajo la cantidad de biomasa adherida al material de empaque en algunos ciclos.

Los SSV unidos al material de empaque se determinaron tomando una muestra de roca porosa y secándola a 103° C esta se pesó y paso a una mufia a 550°C para quemar la materia orgánica la diferencia de pesos se considero los SSV adheridos por piedra.

Tabla.VIII.3 Biomasa adherida al tezontle en los ciclos 16, 26, y 40.

CICLOS	mg SSV/PIEDRA	g DE SSV EN EMPAQUE
16	28	7
26	39	10
40	7	12

En la tabla se observa con claridad que la biopelícula fue creciendo con los ciclos, mucha de la materia orgánica consumida fue empleada para el crecimiento y reproducción de la biomasa tomando en cuenta que quizá cambios en el sistema, en las concentraciones u otros parámetros pudieron afectar la estabilidad de la biopelícula.

Después del ciclo 30 se observó una pérdida elevada de SSV, es por este motivo por el cuál en el ciclo 40 de la tabla VIII.3 la biomasa adherida al material de empaque se vio afectada.

VIII.2 Pruebas de adsorción

Como una forma de aseverar que la eliminación de los colorantes del efluente textil se debía a biotransformación de los mismos y no a adsorción sobre la biomasa o el empaque se realizó una evaluación sencilla de la adsorción de los mismos sobre la biomasa. Este análisis se realizó en el ciclo 70 de funcionamiento 10 minutos posteriores a la alimentación (2000 mg DQO/L).

En algunos trabajos realizados dentro del grupo de investigación se emplean colorantes azo, tal es el caso del Azul disperso 79 ($\lambda = 566 \text{ nm}$).

Con la finalidad de estimar aproximadamente la concentración del colorante presente en el agua industrial y su adsorción sobre la biomasa se utilizó la ecuación 5 para el azul disperso 79 (Cruz, 1998). La ecuación es la siguiente:

$$mg / L \text{ Colorante} = \frac{Absorbancia - 0.0256}{0.0299} \quad (5)$$

Que representa la línea recta absorbancia dependiente de la concentración. La ecuación anterior mostró un coeficiente de correlación de $R^2=0.9988$

La extracción de los colorantes de la biomasa empleando metanol mostró que se absorbió 0.0892 en una alícuota de 5 mL de una suspensión de biomasa que contenía 8.9 g/L de SSV.

Si la alícuota tomada correspondió a 5 mL de la suspensión en el botón del centrifugado encontramos cerca de 44.5 mg de SSV (biomasa).

$$\frac{2.1 \text{ mg/L Colorante} \cdot 0.006 \text{ L}}{44.5 \text{ mg SSV}} = 0.00028 \frac{\text{mg Colorante}}{\text{mg SSV}}$$

La cantidad de colorante estimada en estos 44.5 mg de SSV corresponde según la ecuación (5) a 2.1 mg/L. Como el volumen de metanol empleado en la extracción es de 5 mL entonces en la biomasa se adsorbió cerca de 0.00028 mg/ mg SSV.

Si sumamos las absorbancias añadidas al sistema durante el tratamiento encontramos un valor cercano a 5.0 de absorbancia si empleáramos la ecuación 5 y tomamos en cuenta el factor de dilución encontramos lo siguiente:

$$\frac{5.0 - 0.0256}{0.0299} \cdot \frac{6}{1} \cdot 3.9L = 3894 \text{ mg Colorante}$$

De tal manera que si la cantidad máxima de biomasa encontrada en el reactor fue de cerca de 11000 mg SSV (Tabla VIII.1) entonces:

$$0.00028 \frac{\text{mg Colorante}}{\text{mg SSV}} \cdot 11000 \text{ mg SSV} = 3.08 \text{ mg Colorante}$$

Entonces solo el 0.08% del colorante se adsorbió sobre la biomasa. Adicionalmente si pensamos en que el colorante también se adsorbe sobre el material de empaque se conoce que para el caso de un sistema parecido empacado con tezontle y adicionado con colorante Azul Disperso 79 la adsorción del mismo se encuentra alrededor del 1% (Cruz, 1998).

VIII.3 Discusión

En un sistema con biomasa fija puede considerarse a los SSV como una medida de la estabilidad del mismo ya que muchos factores pueden afectar la adhesión de los microorganismos al material de empaque. De tal forma que cuando un sistema es recién montado puede mostrar valores elevados de SSV mientras los microorganismos se adhieren.

En este sistema en particular después de algunos ciclos y por el modo de operación SBR se alcanzan valores de SSV en las descargas muy pequeños. Sin embargo a causa de las cargas orgánicas altas y las condiciones aerobias de operación fue fácil notar incrementos en el contenido de biomasa mientras el número de ciclos y el tiempo transcurrían.

La estabilidad del sistema decayó en cuanto a los SSV y otros parámetros ya mostrados a concentración de 2400 mg DQO/L donde la biomasa comenzó a desprenderse, los microorganismos fueron expuestos con la destrucción de los flóculos y biopelícula, probablemente muchos de estos murieron sufriendo lisis y provocando un aumento de SSV y DQO lo que se mostró en algunas descargas.

Se realizaron dos purgas regidas por las limitaciones de oxígeno. Los parámetros evaluados bajo las nuevas condiciones mostraron mejoras en las eficiencias de los parámetros, capacidad de eliminación y estabilidad de la biopelícula, de tal forma que el crecimiento excesivo de biomasa reflejó una condición negativa en el tratamiento biológico, siendo esto una desventaja inherente al tratamiento aerobio realizado.

La mayoría de los colorantes que constituyen este efluente industrial son colorantes azo básicos, estos colorantes mantienen una carga positiva en su estructura de tal forma que

es por esta característica que se encuentra y considera no mantienen uniones fuertes a la biomasa y material de empaque, estos colorantes catiónicos tienen más afinidad por el agua que por las bacterias por lo que no se observa una adsorción evidente.

La adsorción de colorante a la biomasa es poco significativa y si se considera que el empaque tiene capacidad de adsorción cerca del 1% del colorante total adicionado, esto aunado a la eliminación de la materia orgánica (medida como DQO) y color al máximo de adsorción asegura que el proceso se lleva a cabo por transformaciones biológicas o biodegradación.

IX. IDENTIFICACIÓN BACTERIOLÓGICA

IX.1 Crecimiento

IX.1.1 Selección de la concentración adecuada de efluente en el medio de cultivo

Al cambiar los microorganismos de medio ambiente a otro muchos de ellos pueden ser perdidos, por ello es necesario emplear un medio enriquecido que permita el desarrollo de la mayor cantidad posible de microorganismos, como los medios recomendados por los Métodos estándar de análisis (APHA, 1992).

En este trabajo se empleó el medio peptona caseína adicionado con el efluente textil debido a que el medio debía contener características de selectividad para las cepas degradadoras.

Es importante proveer a las bacterias que conforman el sistema la cantidad de sustrato necesaria para que puedan crecer y desarrollarse adecuadamente en cuanto a diversidad y cantidad (Gonzalez, 1995) motivo por el cual se realizaron experimentos con medios de cultivo a diferentes concentraciones del efluente textil.

La tabla X.1 muestra los resultados obtenidos para la elección de la concentración adecuada de efluente en el medio de cultivo. Como ya se mencionó las concentraciones finales de efluente textil en los cultivos fueron 300, 800 y 2000 mg DQO/L.

Según los resultados obtenidos se observó que el crecimiento bacteriano fue mejor para todas las diluciones de microorganismos a concentración de 300 mg DQO/L. Por lo que se decidió emplear este medio para el aislamiento de las cepas.

Bajo este mismo ensayo se eligió la dilución a la cual se realizaría el aislamiento.

Tabla IX.1. Concentraciones finales de efluente textil en el medio de cultivo y efecto de la misma en el crecimiento de la población bacteriana.

DILUCIÓN	300 mg DQO/L UFC	800 mg DQO/L UFC	2000 mg DQO/L UFC
10^0	Incontables *****	Incontables *****	Incontables ***
10^{-1}	Incontables *****	Incontables ***	>300 +
10^{-2}	Incontables ****	Incontables **	82
10^{-3}	>300	>300	6
10^{-4}	232	112	0
10^{-5}	21	13	0

Fue fácil observar que para la concentración de 300 mg DQO/L el crecimiento y diversidad de bacterias fue mejor y para todas las diluciones, por debajo de la dilución 10^{-4} el número de UFC superaba las 300 UFC lo que no permitía una fácil discriminación y separación entre colonias lo que dificultaría el aislamiento. A dilución de 10^{-5} una cantidad de 21 UFC se observó motivo por el cuál se desechó el trabajar con esta dilución. El criterio de aislamiento se rigió por la posibilidad de aislar colonias puras claramente observables y separadas en las cajas de petri que contenían entre 30 y 300 colonias cuidando que las colonias aisladas se encontraran en las diluciones más pequeñas y tratando también que estas colonias representaran el crecimiento que se observó en las cajas de todas las diluciones. De tal manera que para esto trato de verificarse que en el resto de las cajas no existieran colonias diferentes a las muestreadas.

IX.1.2. Aislamiento de las cepas de bacterias que degradan el efluente textil.

De acuerdo a los resultados mostrados anteriormente se decidió trabajar con la dilución 10^{-4} la cuál mostró entre 30 y 300 UFC.

Las colonias diferentes encontradas en la dilución 10^{-4} fueron cinco. Dos colonias de las diluciones (10^{-2} y 10^{-3}) que parecían diferentes fueron muestradas, Sin embargo, resultaron estar incluidas en las 5 colonias finales. Las colonias fueron resemebradas dos veces y por duplicado en el medio elegido (las colonias 2 y 3 fueron resemebradas varias veces ya que presentaron un crecimiento difícil al inicio). La pureza de las colonias se confirmó bajo el criterio de observar un solo tipo de colonia en la caja correspondiente, su aislamiento además de las observaciones microscópicas al elaborar la tinción de Gram.

La morfología colonial y características microscópicas encontradas además del Gram se describen en las siguientes tablas.

Tabla IX.2. Morfología colonial y características macroscópicas de las colonias aisladas.

COLONIA	1	2	3	4	5
Abundancia (UFC en 10^{-4})	Exagerada (>100)	Muy Poca (1-10)	Poca (10-20)	Abundante (20-100)	Poca (10-20)
Forma	Circular	Circular	Circular	Circular	Circular
Borde	Entero	Lobulado y radiado	Entero	Entero	Entero
Elevación	Convexa	Umbonada	Convexa	Convexa	Convexa
Textura	Viscosa	Seca	Viscosa	Viscosa	Viscosa
Pigmentación	Amarillo	Amarillo al centro y contorno transparente	Amarillo Dorado brillante	Blanco	Crema Brillante

Tabla IX.3. Características microscópicas de las bacterias de las colonias aisladas.

COLONIA	1	2	3	4	5
Gram	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo
Morfología	Bacilos cortos,	Bacilos cortos	Bacilos	Bacilos	Bacilos cortos
Agrupación	De dos en dos.	De dos en dos y en cadena	En cadena	En cadena	En cadena, empalizada

La colonia uno mostró un crecimiento rápido y se observó con mucha abundancia durante todo el trabajo. Todas las colonias estaban conformadas por bacilos Gram negativos.

IX.3. Identificación de las cepas de bacterias aisladas.

Posterior a las observaciones anteriores se prosiguió a preparar la suspensión bacteriana de cada colonia diferente encontrada y aislada, el tiempo de incubación necesario para la lectura de la tira reactivo fue de 24 horas. Las pruebas que incluye la tira reactivo API 20E se describen en la tabla IX.4 .

Los códigos encontrados se presentan en la tablas IX.5 A IX.9; es importante señalar que el sistema empleado API 20E sugiere que las identificaciones realizadas son muy seguras al nivel de género, sin embargo para asegurarse de una identificación al nivel de especie es preferible realizar pruebas confirmativas que tengan la capacidad de discriminar entre especies.

Tabla IX.4. Micropruebas bioquímicas que se realizan en la tira reactivo de API 20E

PRUEBAS BIOQUÍMICAS CONTENIDAS EN LA TIRA REACTIVO DE API 20E	
ONPG	O-nitrofenil beta-Galactosidasa
ADH	Arginina dehidrolasa
LDC	Lisina descarboxilasa
ODC	Ornitina descarboxilasa
CIT	Utilización del citrato
H ₂ S	Producción de ácido sulfídrico
URE	Hidrólisis de la urea
TDA	Triptófano desaminasa
IND	Producción de indol
VP	Prueba Voges-Proskauer
GEL	Hidrólisis de la gelatina
GLU	Oxidación/Fermentación de la glucosa
MAN	Manitol
INO	Inositol
SOR	Sorbitol
RHA	Ramnosa
SAC	Sacarosa
MEL	Melobiosa
AMY	Amigdalina
ARA	Arabinosa

También se realiza la prueba de la oxidasa humedeciendo una tira de papel filtro en el reactivo Tetrametil-p-fenilendiamina y depositando sobre este una capa ligera de bacterias de la colonia en cuestión.

Los resultados de las pruebas se leen a las 24 h y se clasifican como positivas o negativas de acuerdo a los resultados obtenidos.

Una vez evaluadas todas las pruebas el resultado de las mismas constituyen un perfil de 7 dígitos, este perfil es comparado con una base de datos creada por API 20E que contienen la información generada del análisis de cientos de microorganismos. La base de datos comprende las características de 78 especies de enterobacterias y 47 grupos de otras bacterias Gram negativas.

Las 21 pruebas bioquímicas se agrupan en 7 grupos y solo las valoraciones positivas se toman en cuenta, de todos los grupos la primera prueba tienen un valor de 1, 2 para la segunda prueba de cada grupo, y 4 para la tercera prueba del grupo si es positiva. La suma de los número asignados para cada grupo da como resultado el valor de cada grupo. El valor obtenido de cada conforma el perfil de 7 dígitos que se utiliza como clave.

En algunos casos el perfil de 7 cifras no discrimina suficientemente para lo cual se realizan pruebas complementarias (reducción de nitratos a nitritos (NO_2), reducción de nitratos a nitrógeno (N_2), movilidad, cultivo en MC Conkey, oxidación de la glucosa y fermentación de la glucosa).

Ya que la base de datos consta de un número finito de entradas, que corresponden a un solo número de resultados, es posible estimar la posibilidad de que la identificación sea correcta. Diversos criterios para discriminar la identificación se encuentran en el sistema definidos como son baja, buena, muy buena y excelente identificación.

Es importante señalar que en los tratamientos de aguas residuales por lo general se emplean inóculos mixtos sin embargo la idea de los géneros que mostraron capacidad de degradación si son de importancia a niveles de investigación bioquímica y en diversos casos puede auxiliar en la selección de inóculos para diversos tratamientos. Las pruebas adicionales que sugiere API 20E no se realizaron en este trabajo, por lo que las identificaciones realizadas son confiables a nivel de género.

En las tablas siguientes se muestran los resultados obtenidos al leer las tiras reactivas después de las 24 h de incubación.

ID% se refiere al porcentaje de correcta identificación a nivel de género.

Tabla IX.5. Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 1).

ONPG	-	+	-	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+	-	+	+
ADH	2				2			0			6			0			4			6	
LDC																					
ODC																					
CIT																					
H ₂ S																					
UREA																					
TDA																					
IND																					
VP																					
GEL																					
GLU																					
MAN																					
INO																					
SOR																					
RHA																					
SAC																					
MEL																					
AMY																					
ARA																					
OX																					
<i>Pseudomonas sp.</i>																					
ID%= 99.8 (67.1% <i>P. aeruginosa</i> y 32.7% <i>P. Putida/fluores.</i>											T= 0.71, 0.72										

Tabla IX.6. Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 2).

ONPG	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-
ADH	0				0			2			4			0			0			2	
LDC																					
ODC																					
CIT																					
H ₂ S																					
UREA																					
TDA																					
IND																					
VP																					
GEL																					
GLU																					
MAN																					
INO																					
SOR																					
RHA																					
SAC																					
MEL																					
AMY																					
ARA																					
OX																					
<i>Tatumella pyseos</i>																					
ID%= 56.8											T= 0.58										

Tabla IX.7. Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 3).

ONPG	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
ADH	0				0		7			3			0			0			4		
LDC																					
ODC																					
CIT																					
H ₂ S																					
UREA																					
TDA																					
IND																					
VP																					
GEL																					
GLU																					
MAN																					
INO																					
SOR																					
RHA																					
SAC																					
MEL																					
AMY																					
ARA																					
OX																					
<i>Flavobacterium odoratum</i>																					
ID%= 82.9											T= 0.80										

Tabla IX.8. Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 4).

+	+	+	-	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	-	-	+	+	-	+	+	+
ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H ₂ S	UREA	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX	
7				0			4			4			1			2			7		
<i>Aeromonas sp</i>																					
ID%= 100 (93.2% <i>A. Hydro/caviae</i> , 6.8% <i>A. Sobria</i>)											T= 0.68, 0.50										

Tabla IX.9. Códigos encontrados para las cepas descritas (colonia 5).

+	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+	-
ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H ₂ S	UREA	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX
1				6			0			4			5			7			2	
<i>Citrobacter freundii</i>																				
ID%= 99.9											T= 0.92									

La tabla IX.10 resume los resultados finales de la identificación de las bacterias que degradaron el efluente textil.

Tabla IX.10. Resultados de la identificación de las bacterias responsables de la biodegradación del efluente industrial textil.

COLONIA	1	2	3	4	5
Bacteria	<i>Pseudomonas sp.</i>	<i>Tatumella ptyseos</i>	<i>Flavobacterium odoratum</i>	<i>Aeromonas sp.</i>	<i>Citrobacter freundii.</i>
Identificación	Buena a Nivel género	Baja Discriminación	Aceptable	Muy buena Nivel género	Muy buena

IX.4 Discusión

La biodegradación bajo condiciones aerobias del efluente textil se realiza mediante la acción concertada de 5 cepas bacterianas que se muestran en la tabla IX.10 . En donde *Pseudomonas sp.* representa gran parte de la proporción de bacterias encargadas de realizar dicha degradación, aunque las bacterias del género *Aeromonas sp.* también se encontraron con abundancia durante el aislamiento e identificación.

Es importante destacar que varias de las bacterias aisladas ya son reconocidas como degradadoras de algunos sustratos entre ellos sustratos tóxicos y algunos xenobióticos.

Pseudomas sp. Se encuentra dentro de la familia *Pseudomonaceae*, es aerobia estricta aunque en algunos casos se han encontrado cepas que respiran anaerobicamente empleando nitratos. Se ha encontrado que muchas especies que pertenecen a este género tienen la capacidad de degradar diversos sustratos, esta cepa también se encontró degradadora de los colorantes del efluente textil. En el Instituto de Ingeniería se ha encontrado que especies de este género degradan compuestos como son: fenoles (González, 1996) y colorantes (Quezada y Buitrón, 1998) entre otros.

Tatumella ptyseos es una *enterobacteria* que por lo general se encuentra en los especímenes clínicos de problemas respiratorios, es una bacteria anaerobia facultativa y fue encontrada degradadora del colorante azo RA151 (Quezada y Buitrón, 1998) en trabajos realizados en el Instituto de Ingeniería de la UNAM. Es importante destacar que en el presente trabajo el porcentaje de identificación de la bacteria es bajo por tanto el error en la identificación esta cerca del 50%.

Flavobacterium odoratum pertenece a la familia *Pseudomonaceae*, otros géneros; son bacterias con metabolismo respiratorio, aerobias estrictas, algunas cepas pueden respirar empleando nitratos. Esta bacteria se identificó degradadora del colorante azo RA151 (Quezada y Buitrón, 1998), algunas otras especies del género han mostrado capacidad de degradar algunos detergentes (Amud O., 1997).

Aeromonas sp. se encuentra dentro de la familia *Vibrionaceae*, tiene metabolismo respiratorio y fermentativo se considera emplea una gran variedad de sustratos como fuente de carbono. Se ha encontrado responsable de la degradación de mezclas de fenoles (González, 1996) y de algunos detergentes (Amud O., 1997).

Citrobacter freundii pertenece a la familia *Enterobacteriaceae* es una bacteria anaerobia facultativa por lo que muestra un metabolismo fermentativo y respiratorio, se ha encontrado que tiene capacidad de degradar algunos detergentes (Amud O., 1997).

X. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVAS

X.1 CONCLUSIONES

- Bajo las condiciones de trabajo la biodegradación de un efluente industrial textil pudo realizarse empleando un sistema con modo de operación SBR y biopelícula.
- El inoculo procedente de los lodos activados mostró mayor potencial que el inoculo aclimatado al RA151 para la biodegradación de un efluente industrial textil que contiene colorantes azo, debido a que en él inoculo aclimatado la biomasa se encontraba especializada
- La concentración máxima bajo la cuál el reactor piloto trabaja con los parámetros eliminación de DQO, Color y Colorantes controlados es de 2000 mg DQO/L concentración a la cuál se encontró también la máxima capacidad de eliminación de materia orgánica.
- El sistema empleado muestra estabilidad bajo las condición de trabajo. Las variaciones reportadas para los parámetros evaluados en el trabajo son poco significativas.
- El sistema biológico en cuestión se encontró conformado principalmente por 5 cepas bacterianas: *Pseudomona sp.*, *Tatumella ptyseos*, *Flavobacterium odoratum*, *Aeromonas sp.*, *Citrobacter freundii*. Las cuáles en consorcio muestran potencial para la eliminación de la DQO, color y colorantes contenidos en el efluente textil.
- La adsorción de los colorantes en la biomasa y material de empaque no fue significativa de tal forma que la desaparición de los colorantes y materia orgánica se atribuye a la transformación o degradación microbiana
- Cuando se alimenta el sistema con una concentración de 2675 mg DQO/L (tanque de alimentación) el sistema puede eliminar 2390 mg DQO/L por día y las eficiencias de eliminación de DQO, Color y colorantes son al rededor del 80%.
- El sistema presentó algunas desventajas como: la producción elevada de biomasa motivo por el cual fue necesario realizar algunas purgas, el trabajo denota que si puede

mantenerse una cantidad cerca de los 25 mg de SSV/L en las descargas del sistema, el mismo presenta estabilidad en los parámetros evaluados.

- El tratamiento se encuentra limitado por la capacidad de los microorganismos de degradar el remanente del tratamiento, debido a la presencia de sustancias de difícil degradación que son formadas durante el tratamiento por biotransformación o sustancias que ya se encontraban en el mismo y son inertes.

- Se comprobó que bajo condiciones aerobias la degradación de los colorantes azo presentes en un efluente industrial textil pueden llevarse a cabo.

X.2 PERSPECTIVAS

Los efluentes originados por la industria textil se caracterizan por su variabilidad en cuanto a composición y concentración, aunado a esto dichos efluentes tienen colorantes sintéticos que confieren cierta toxicidad sobre los sistemas biológicos comunes.

Si consideramos que en la misma industria los lotes elaborados son parecidos o siguen una metodología estándar la instalación de un sistema como el aquí estudiado podría funcionar tras esperar un periodo pequeño de aclimatación.

La flexibilidad del sistema SBR puede proveer oportunidades de adecuar el proceso con cada lote debido las variaciones que pueden realizarse en cuanto a los volúmenes de intercambio y los tiempos de cada una de las etapas del sistema. Cuando las diferencias entre lotes sean significativas (variaciones de concentración de DQO, Colorantes, etc.) tras realizar la caracterización del efluente puede ajustarse el efluente textil o sus concentraciones a aquellas conocidas bajo las cuales puede trabajar el sistema (Extrapolación del sistema).

Si bien el sistema SBR con biomasa fija empleado rindió resultados positivos de degradación y eficiencias de eliminación cerca del 80%, algunas desventajas del sistema se denotaron en el trabajo como es la formación de un exceso de biomasa originada por la alta DQO adicionada que inestabiliza el sistema provocando oscilaciones en los parámetros determinados lo que a otros niveles causarían severos problemas de tapado del biofiltro, turbidez y producción de espumas por lo que algunas consideraciones deben hacerse al respecto.

Este trabajo sin duda forma parte del estudio de lo que puede ser la aplicación de una estrategia adecuada para la eliminación de los contaminantes tóxicos y sintéticos que se encuentran en las aguas industriales, además da pauta al estudio de estrategias para mejorar el sistema empleado en este trabajo.

Hay propuestas que manejan el empleo de este tipo de tratamiento bajo condiciones anaerobias en donde se ha observado que los microorganismos son eficaces en el rompimiento del enlace azo de los colorantes y se reproducen lentamente, sin embargo

bajo este tipo de condiciones los productos del rompimiento presentan toxicidad sobre esta población microbiana lo que alargaría sus periodos de aclimatación. El acoplamiento de dos sistemas bajo la estrategia de operación SBR en secuencia anaerobia-aerobia mejoraría el problema anterior, sin embargo los periodos de aclimatación de los sistemas podrían hacerse extensos, a pesar de esto las posibilidades pueden ampliarse con el número de alternativas en cuanto a la operación de los dos sistemas y el problema de la biomasa puede ser controlado.

Una estrategia diseñada para el mantenimiento de microorganismos con capacidad de sobrevivir bajo condiciones oscilantes de oxígeno y con amplias capacidades metabólicas puede ser una alternativa para el tratamiento.

Además de encontrar el sistema indicado para el adecuado tratamiento de este tipo de aguas residuales, la explotación del sistema llega mas allá mediante la automatización que trae el adecuado control de los parámetros y disminución de los tiempos de ciclo, lo que puede proveer alzas en la carga orgánica eliminada y volúmenes de agua tratada.

REFERENCIAS

Alexander M, (1994). *Biodegradation an Biorremediation.*, Academic Press Inc., USA., pp 162-175, 242-244.

APHA, AWWA, WPCF (1992). *Standard Methods For Examination of Water and Wastwater.* American Public Health Association., 18th Ed .,New York.

Amund O.O., Ilori MO., Odetundun F. (1997). Degradation of commercial detergent products by microbial populations of the Lagos Lagoon . *FOLIA MICROBIOL.*, Vol. 42, No. 4, pp. 353-356.

Bahorsky M. S., Bryant D. H. (1995). Textiles. *Water Environment Research*, Vol. 67, N° 4, pp 544-546.

Bermudez C., Vite G. y Buitrón G. (1998). Degradación de compuestos fenólicos por medio de un biofiltro discontinuo adicionado con carbón activado. *Memorias 1er simposio Latinoamericano de tratamiento y reuso del agua y residuos industriales.*, México D.F., pp 8-1 a 8-10.

Bouwer E.J. (1989). Transformation of Xnobiotics in Biofilm. *Structure an function of biofilms.*, eds. Charaklis and Wilderer., John Wiley & Soons., S. Bernhard, Dahlem Konferenzen; pp 250-255, 260-262.

Buitrón G., and Gonzalez A. (1996). Characterization of microorganism from and acclimated actived sludge degrading phenolic compounds. *Wat. Sci. Tech.* Vol. 34 N° 5-6, pp289-294.

Buitrón G. and Ortiz J. (1997). Biodegradation of fenolic compounds with a sequencing batch biofilter. *52nd Purdue Industrial Waste Conference Proceedings*, Perdue University., west Lafayette., Indiana U.S.A. pp 263-269.

Cao W., Mahadevan L, *et al* (1993). Characterization of an extracellular azo dye-oxidizing peroxidase from *Flavobacterium* sp. ATCC 39723. *Enzyme Microbiol. Technol.*, Vol 15.

- Centro de Información INEGI. D.F. (1994). Cap. I. Estadísticas sobre Condiciones Básicas. *Estadísticas del medio ambiente.*, México., pp 47-50.
- Correia V.M., Stephenson T., Judd S.J. (1994). Characterization of Textile Wastwaters -A Review. *Environmental Technology.*, Vol. 15, pp 917-929.
- Coughlin M. F., Kinkle B. K., Tepper A. And Boshop P. L. (1997). Characterization of aerobic azo dye-degrading bacteria and their activity in biofilms. *Wat. Sci. Tech.* Vol. 36 N° 1 pp 215-220.
- Craig R. W. (1996). The advantages of periodically operated biofilm reactors for treatment of highly variable wastewater. In *First IAWQ Specialized Conference on Sequencing Batch Reactor Technology.*, Munich Germany, pp 23-29.
- Cruz A. (1988). Comunicación Personal. Tesis (*Doctorado*). Degradación de colorantes dispersos tipo monoazo a través de un proceso anaerobio-aerobio.
- Gantzer C.J., Cunnungham A.B., Guje W., Gutenkunst B., Hijnen J.J., Lightfoot E.N., Odham G., Rittmann B.E., Rosenberg E., Stolzenbach K.D., Zehnder A. J. B. (1989). *Structure an function of biofilms*; eds. Charaklis and Wilderer; John Wiley & Soons; S. Bernhard, Dahlem Konferenzen, pp 83-85.
- Germirli B. F., Orhon D. *et al.* (1998). Modeling of activated sludge for textile wastewater. Modelling of activated sludge for textile wastewater., In *Industrial Wastewater treatment IAWQ 19th Bienmal International Conference.*, Vancouver Canada., (Turkey.), pp 9-16.
- Ghost D. K., Mandal A., and Chaudhuri J. (1992). Purification and partial characterizaation of two azoreductases from *Shigella dysenteriae* type I. *FEMS Microbiol Lett.* Vol. 98 ., pp 229-234.
- Goszczynsky, Pasczynsky *et al.* (1994). New Pathway for degradation of sulfonated azo dyes by microbial peroxidases of *Phanerochate Chrysosporium* and *Streptomyces chromofuscus* . *Journal of Bacteriology.* Vol. 176 N° 5 pp. 1339-1347.

- Gonzalez C. A. (1996). Dinámica de poblaciones de los Lodos activados utilizados en el proceso de biodegradación de efluentes industriales., *TESIS (maestría en ciencias)Biología.*, UNAM.
- Heiss G. S., Gowan B., and Dabbs E. R. (1992). Cloning of DNA from Rhodococcus strain conferring the ability to decolorize sulfonated azo dyes. *FEMS Microbiol Lett.* Vol. 98., pp 221-226.
- Hu T. L. (1994). Decolorization of reactive azo dyes by transformation with *Pseudomona Luteola*. *Bioresource Technol.* Vol. 49, pp 47-51.
- Hu T. L. (1998). Degradation of azo dye RP₂B by *Pseudomona Luteol*, In *Industrial Wastewater treatment IAWQ 19th Bienmal International Conference*, Vancouver Canada., (Taiwan)., pp 301-308.
- Irvine R. L. (1991). Overview of Biological Processes as Applied to Hazardous Waste Problems; eds. Türkman A. and Uslu O. *New Developments in Industrial Wastewater Treatment.*, pp 7-25.
- Jiang H. And Bishop P. L. (1994). Aerobic Biodegradation of azo dyes in biofilms., *WaT. Sci. Tech.* Vol. 29 N° 10-11., pp 525-530.
- Kirk-Othmer (1991). *Encyclopedia of Chemical technology.*, Vol. 8, 4^a edition, John Wiley and Sons., New York., pp 753-769.
- Knackmuss H.J. (1996). Basic Knowledge and perspectives of bioelimination of xenobiotics compounds. *Journal of Biotechnology.*, Vol. 51, pp 287-295.
- Kulla H. G. (1981). Aerobic bacterial degradation of azo dyes., in *Microbial degradation of xenobiotics and recalcitrant compounds.* *FEMS Symp n° 12* Ed by T. Leisinger, Hütter R., Cook A. M. And Nüesch J., Academic Press., London., pp 387-399.

Mendoza C., y Buitrón G. (1998). Actividad deshidrogenasa como medida de la actividad microbiana en un proceso biológico usado para la degradación de compuestos fenólicos. *Memorias 1er simposio Latinoamericano de tratamiento y reuso del agua y residuos industriales*. México D.F., pp 12-1 a 12-7.

Meyer U. (1981). Biodegradation of syntetic organic colorants, in *Microbial degradation of xenobiotics and recalcitrant compounds.*, FEMS Symp n° 12 Ed by T. Leisinger, Hütter R., Cook A. M. And Nüesch J., Academic Press., London., pp 371-385.

Metcalf y Eddy (1991). *Wastewater Engineering treatment, disposal and reuse.*, 3er edition., Mc Graw Hill Inc., USA, pp 456-458.

Ogawa T., and Yatome C. (1990). Biodegradation of azo dyes in multistage rotating biological contractor immobilized by assimilating bacteria. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* Vol. 44 pp 561-566.

Pasti-Grigsby M. B., Paszczyński A., Goszczyński S., Crawford D. L., and Crawford R. L. (1992). Influence of aromatic substitution patterns on azo dye degradability by *Streptomyces spp.* And *Phanerochaete chrysosporium*. *Appl. Environment. Microbiol.* Vol. 58., N° 11., pp 3605-3613.

Quezada M. y Buitrón G. (1998). Biodegradación Aerobia de un Colorante Azo por medio de un Biofiltro Discontinuo. *Memorias 1er simposio Latinoamericano de tratamiento y reuso del agua y residuos industriales*. México D.F., pp 11-1 a 11-9.

Ruiz S. I., (1996). Aplicación de la biodegradación a la biorremediación del medio ambiente., *TESIS (Licenciatura) Química Farmacéutico Biológica.*, UNAM.

Spadaro J. And Renganathan V. (1994). Peroxidase-Catalized Oxidation os Azo Dyes: MECHANISM OF Disperse Yellow 3 Degradation. *Archieves of Biochemistry and Biophysics.* Vol 312, N° 1, pp 301-307.

Singleton I. (1994). Microbial Metabolism of Xenobiotics: Fundamental and Applied Research. *J. Chem. Tech. Biotechnol;* Vol. 59, pp 9-23.

Tepper A., Coughling M., Bishop P. L. And Kinkle B. (1997). Aerobic azo dye degradation by *Sphingomonas* isolates in wastewater laboratory biofilms. *En Memorias 2nd International conference on Microorganism in Activated Sludge and Biofilm Process.*, pp 441-444.

Wilderer P. A., Characklis W. G.(1989). Structure and Functions of Biofilms. *Structure and function of biofilms.* eds. Characklis and Wilderer; John Wiley & Sons., S. Bernhard, Dahlem Konferenzen, pp 5-17.

Wildered P. A. (1991). Sequencing Batch Reactor Technology for Biological Treatment of Industrial Wastwaters. *New Developments in Industrial Wastwater Treatment.*, eds. Türkman A. and Uslu O., pp 111-125.

Woolard C. R.(1996). The Advantages of Periodically Operated Biofilm Reactors for Treatment of Highly Variable Wastwaters. IN *First IAWQ Specialized Conference on Sequencing Batch Reactor Technology.*, Munich Germany., pp 23-29.

Zollinger, H. (1987). *Color Chemistry-Synthesis, Properties, and Applications of organics dyes and pigments.* VCH., New York, pp 90-102.

ANEXO 1.- RESULTADOS DEL ESTUDIO A PEQUEÑA ESCALA.

Tabla.A.1 Parámetros encontrados para el reactor RL (lodos activados).

Nº ciclo	t _{reac} (d)	DQO (S) (mg DQO /L)	DQO ₀ (mg DQO /L)	DQO ₁ (mg DQO /L)	Color ₀ (Pt/Co)	Color ₁ (Pt/Co)	A ₀ 614 nm	A ₁ 614 nm	%E _{DQO}	%E _(Pt/Co)	%E _A	B _v (mg DQO/L*d)
1	5	427	320	38	296	50	0.0551	0.0080	88	83	86	78
2	1			35		49		0.0061	89	83	89	392
3	1			23		34		0.0021	93	89	96	404
4	1			10		17		0.0062	96	90	90	417
5	1	840	630	9	585	34	0.1189	0.0050	99	94	96	831
6	1			70		36		0.0033	89	94	98	770
7	1			85		35		0.0020	87	94	99	755
8	1			18		43		0.0081	97	93	94	822
9	1	1080	809	41	759	88	0.1616	0.0080	95	88	95	1039
10	1			24		81		0.0552	97	88	96	1056
11	1			71		85		0.0034	91	88	98	1009
12	1			21		73		0.0080	94	90	95	1029
13	1	1600	1200	39	1180	114	0.2521	0.0083	97	90	99	1561
14	1			66		119		0.0041	95	90	98	1534
15	1	1068	802	34	750	95	0.1614	0.0061	95	87	96	1031
16	1			32		88		0.0050	96	88	97	1036
17	1			39		101		0.0072	95	87	96	1029
18	1			49		116		0.0040	94	85	97	1019
19	1			57		48		0.0093	93	93	96	1011
20	1			51		47		0.0030	94	94	98	1017
21	1			50		40		0.001	94	95	99	1018
22	1			58		37		0.003	93	95	98	1010
23	1	1600	1200	52	1120	71	0.2521	0.0108	96	94	96	1548
24	1	2003	1502	90	1405	119	0.2811	0.018	94	92	92	1913
25	1	2700	2319	390	2150	210	0.5677	0.0572	90	90	90	2700

Tabla. A.2. Parámetros encontrados para el RA (Aclimatado).

Nº ciclo	t _{reac} (d)	DQO (Si) (mg DQO /L)	DQO ₀ (mg DQO /L)	DQO _i (mg DQO /L)	Color ₀ (Pt/Co)	Color _i (Pt/Co)	A ₀ 614 nm	A _i 614 nm	%E _{DQO}	%E _(Pt/Co)	%E _A	B _v (mg DQO/L*d)
1	5	427	320	64	296	>550	0.0551	0.0100	80		82	73
2	1			65		>550		0.0090	80		85	362
3	1			62		>550		0.0141	81		75	365
4	1			22		>550		0.0272	93		52	405
5	1	840	630	54	585	>550	0.1189	0.0363	91		70	786
6	1			90		>550		0.0311	86		74	750
7	1			106		>550		0.0360	83		69	734
8	1			28		>550		0.0333	96		72	812
9	1	1080	809	142	759	>550	0.1616	0.0361	85		78	938
10	1			121		>550		0.0520	85		57	959
11	1			129		>550		0.0270	84		83	951
12	1			131		>550		0.0423	84		74	949
13	1	1600	1200	68	1180	>550	0.2521	0.0180	95		93	1532
14	1			120		>550		0.0221	90		92	1480
15	1	1068	802	74	750	>550	0.1614	0.0242	91		85	994
16	1			82		>550		0.0160	90		90	986
17	1			39		>550		0.0130	95		92	1029
18	1			21		>550		0.0141	97		91	1047
19	1			60		133		0.0249	93	82	85	1008
20	1			98		125		0.0130	88	83	92	970
21	1			140		>550		0.0368	82		77	928
22	1			90		135		0.0070	89	82	96	978
23	1	1600	1200	196	1120	116	0.2521	0.0135	84	90	95	1404
24	1	2003	1502	214	1405	155	0.2811	0.0135	86	89	95	1789
25	1	2700	2319	423	2150	>550	0.5677	0.5677	82		89	2667

ANEXO 2.- RESULTADOS OBTENIDOS AL OPERAR EL REACTOR PILOTO.

Tabla. A.3. Parámetros encontrados durante la etapa piloto (CONTINUACIÓN).

Nº CICLO	T _{RE AC} (D)	DQO (S _i) (mg DQO/L)	DQO ₀ (mg DQO /L)	DQO _F (mg DQO /L)	COLOR ₀ (PT/CO)	COLOR _F (PT/CO)	A ₀ 614 NM	A _F 614 NM	SSV (mg/L)	%E DQO	%E (PT/CO)	%E _A	B _v (mg DQO/L*D)
1	1	400	300	54	126	21	0.0117	0.0024	80	82	83	79	346
2	1			47		19		0.0021	82	84	85	82	353
3	1			30		17		0.0015	40	90	87	87	370
4	1			27		26		0.0023	42	91	79	80	373
5	1			10		12		0.0012	32	97	90	90	390
6	1	800	600	77		42		0.0024	12	87	83	88	726
7	1			66		39		0.0038	14	89	88	81	737
8	1			38		32		0.0027	15	94	87	81	765
9	1			55		37		0.0019	10	91	85	91	748
10	1			40		35		0.0016	9	93	86	92	763
11	1	1069	800	102	334	66	0.0289	0.0057	17	87	80	80	967
12	1			106		60		0.0050	10	87	82	83	963
13	1			94		70		0.0049	12	88	79	83	975
14	1			67		43		0.0032	8	92	87	89	1002
15	1			125		80		0.0063	9	90	84	86	1465
16	1			123		100		0.0081	6	90	80	83	1467
17	1			156		102		0.0054	4	87	80	85	1434
18	1			99		75		0.0067	6	91	85	86	1491
19	1.6	2000	1500	186	628	108	0.0625	0.0089	4	88	81	86	1145
20	1.3			172		112		0.0093	5	89	83	85	1371
21	1.2			360		112		0.0095	7	76	84	85	1457
22	1			316		139		0.0116	11	79	80	81	1684
23	1			305		126		0.0095	12	80	82	85	1695
24	1			270		115		0.0069	9	82	86	89	1730
25	1.9	2675	2006	345		115		0.0152	22	83	76	76	1189

Tabla. A.4. Parámetros encontrados durante la etapa piloto (CONTINUACIÓN).

Nº ciclo	t _{reac} (d)	DQO (S _i) (mg DQO /L)	DQO ₀ (mg DQO /L)	DQO ₁ (mg DQO /L)	Color ₀ (Pt/Co)	Color ₁ (Pt/Co)	A ₀ 614 nm	A ₁ 614 nm	SSV (mg/L)	%E DQO	%E (Pt/Co)	%E _A	B _v (mg DQO/L*d)
26	1.8			350		131		0.0123	16	83	84	84	1329
27	1.6			300		112		0.0095	14	85	83	88	1500
28	1.6			300		125		0.0097	27	85	85	88	1500
29	1			400		219		0.0172	76	80	70	78	2275
30	1	2675	2006	407	840	206	0.0790	0.0241	74	80	81	84	2268
31	1			392		184		0.0234	61	80	86	87	2283
32	2.3			469		481		0.0376	76	89	52	60	1119
33	2			473		312		0.0242	74	80	69	74	1364
34	2	3200	2400	482	1005	301	0.0936	0.0233	61	80	70	75	1359
35	2			479		302		0.0262	42	80	70	72	1361
36	1.9			475		302		0.0215	31	80	70	77	1415
37	1.9			487		322		0.0250	53	80	68	73	1385
38	1.5	2675	2006	312	840	235	0.0790	0.0142	29	84	72	82	1575
39	1.3			398		202		0.0126	36	80	76	84	1708
40	1.2			406		143		0.0095	48	80	83	88	1878
41	1			400		168		0.0140	30	80	80	82	2275
42	1			395		167		0.0118	45	80	80	85	2280
43	2	3200	2400	477	1005	422	0.0936	0.0355	54	80	58	62	1362
44	2			474		382		0.0252	66	80	62	73	1363
45	2			468		402		0.0290	66	81	60	69	1366
46	2			479		342		0.0281	55	80	66	70	1361
47	1	2675	2000	399	840	176	0.0790	0.0142	29	80	79	82	2276
48	1			403		168		0.0153	32	80	80	81	2272
49	1			402		159		0.0131	28	80	81	83	2273
50	1			400		151		0.0150	21	80	82	81	2275

Tabla. A.3. Parámetros encontrados durante la etapa piloto (CONTINUACIÓN).

Nº ciclo	t _{reac} (d)	DQO (Si) (mg DQO /L)	DQO _o (mg DQO /L)	DQO _r (mg DQO /L)	Color _o (Pt/Co)	Color _r (Pt/Co)	A _o 614 nm	A _r 614 nm	SSV (mg/L)	%E _{DQO}	%E _(Pt/Co)	%E _A	B _v (mg DQO/L*d)
51	1	2675	2000	393	840	166	0.0790	0.0162	36	80	80	80	2282
52	1			378		136		0.0142	29	81	84	82	2297
53	1			402		143		0.0121	22	80	83	85	2273
54	1			397		145		0.0159	39	80	83	80	2278
55	1			376		159		0.0147	32	81	81	81	2299
56	1			394		171		0.0158	43	80	80	80	2281
57	1			478		187		0.0155	19	76	78	80	2197
58	1			440		160		0.0107	12	78	81	86	2235
59	1			410		133		0.0071	22	80	84	91	2265
60	1			305		140		0.0086	27	85	83	89	2370
61	1			410		120		0.0098	16	80	86	88	2265
62	1			285		116		0.0077	30	86	86	90	2390
63	1			340		149		0.0094	22	83	82	88	2335
64	1			400		121		0.0092	14	80	86	88	2275
65	1			405		113		0.0100	32	80	87	87	2270
66	1			382		155		0.0138	26	81	82	83	2293
67	1			412		130		0.0099	45	80	85	87	2263
68	1			399		168		0.0128	31	80	80	84	2276
69	1			378		132		0.0086	41	81	84	89	2297
70	1			497		182		0.0152	39	75	78	81	2178
71	1			472		157		0.0127	16	76	81	84	2203
72	1			385		128		0.0072	18	81	80	91	2290
73	1			336		152		0.0075	13	83	84	91	2339

ANEXO 3. REPRESENTACIÓN DE LA ELIMINACIÓN DE LOS COLORANTES

Desaparición de la absorbancia a diferentes concentraciones iniciales correspondientes a 300, 600 y 800 mg DQO/L y algunos ciclos representativos durante la aclimatación.

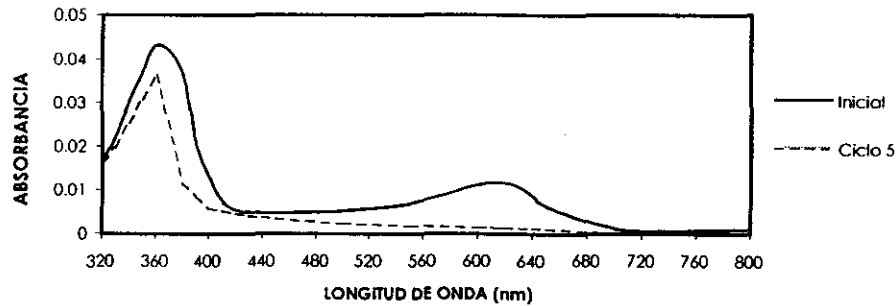


Fig.A.1. Comparación entre Espectro de absorción UV-Vis del efluente textil preparado a una concentración de 300 mg DQO/L con el espectro de absorción del efluente del reactor postratamiento biológico con el sistema SBR.

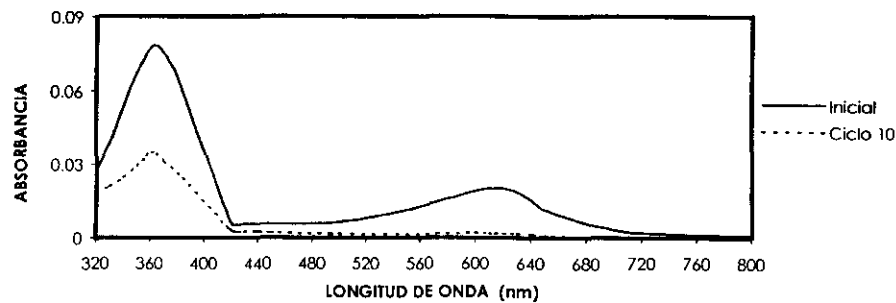


Fig.A.2. Comparación entre el espectro de absorción del efluente textil a concentración de 600 mg DQO/L y el espectro de la descarga del ciclo 10 de funcionamiento.

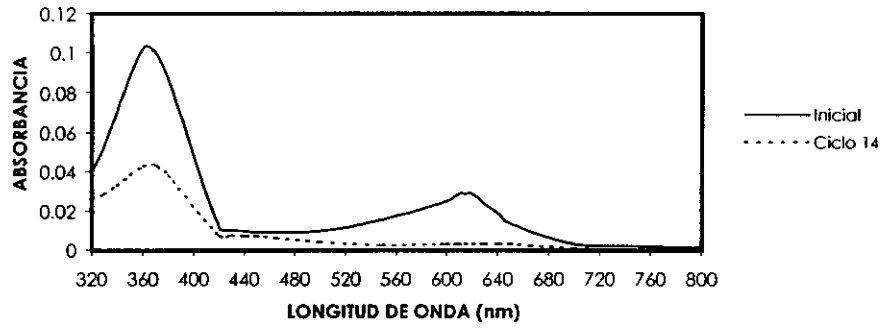


Fig.A.3. Espectros de absorción del efluente textil preparado a 800 mg DQO/L y la descarga del ciclo 14 de funcionamiento.

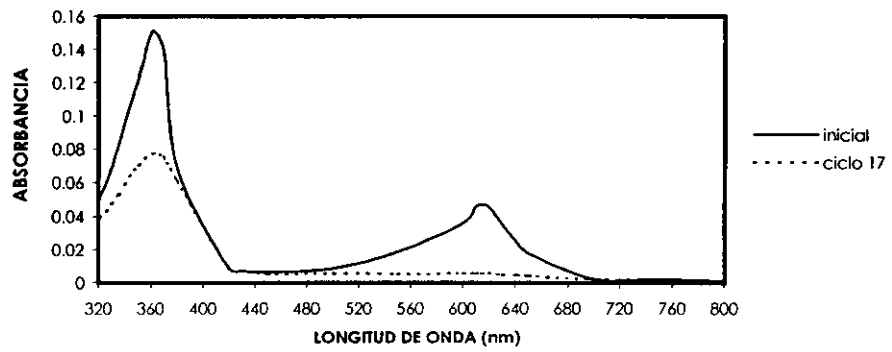


Fig.A.4. Espectros de absorción del efluente textil a concentración de 1200 mg DQO/L y la descarga del reactor en el ciclo 17 de funcionamiento.

ANEXO 4. CINÉTICAS DE ELIMINACIÓN.

Cinética de eliminación de DQO, Color Pt/Co y colorantes elaborada el ciclo 21 de funcionamiento a una concentración S_0 de 1500 mg DQO/L.

Tabla.A.4. Desaparición de la DQO, Color y absorbancia.

Tiempo (horas)	DQO (mgDQO/L)	Color (Pt/Co)	A 614nm
0	1500	628	0.0625
4	1060	260	0.0404
8	570	174	0.0165
12	480	160	0.0148
13	470	146	0.0142
14	465	138	0.0137
20.5	400	138	0.0137
23.5	400	133	0.0131
24	400	120	0.0131
27	360	117	0.0131
29	340	114	0.0131