

20361



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

BIODEGRADACIÓN AEROBIA DE
COLORANTES TIPO AZO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:
MAESTRA EN CIENCIAS (BIOLOGÍA)

P R E S E N T A
MARIBEL QUEZADA CRUZ

DIRECTOR DE TESIS: DR. GERMÁN BUITRÓN MÉNDEZ

2000



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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

Dr. Germán Buitrón Méndez

Dr. Víctor M. Luna Pabello

Dr. Hervé Macarie

Dr. Teófilo Herrera Suárez

Dra. Susana Saval Bohorquez

M. en C. Gloria Moreno Rodríguez

M. en C. Rodrigo Arturo Cárdenas

**Director de tesis
Dr. Germán Buitrón Méndez**

**Sustentante
Maribel Quezada Cruz**

DEDICATORIAS

A mi esposo

Andy te dedico este trabajo porque
tu me enseñaste a luchar por lo
que quiero. Porque con tu ejemplo
me das fuerzas para seguir superándome.

A mi bebita (Maribel)

Te dedico mi trabajo, todo mi esfuerzo
y los deseos de superarme.
Siempre lucharé por tí y por tu papá.

AGRADECIMIENTOS

Papá y mamá (Rafael Quezada y Catalina Cruz)
Gracias por su apoyo moral y económico.
Hoy como siempre quiero darles las gracias
porque son un ejemplo en mi vida. Los quiero
mucho.

Ma. De Jesús Cruz, Alvaro
Santamaría, Ivette Soto y Juan
Pedro Castro
Gracias porque cuando más
necesité de su apoyo ustedes me
lo dieron. DIOS LOS BENDIGA.

Cristina Cruz García
tía, gracias porque tu ejemplo
siempre lo tendré presente para
seguir superándome.

Ing. Javier Rubio Martínez
Gracias por sus consejos y su apoyo
incondicional. Gracias porque sé
que cuento con su mano amiga para
todo.

Dr. Germán Buitrón Méndez
Gracias por enseñarme el camino para
llegar al éxito. Por compartir conmigo
su tiempo y sus conocimientos.

M. en C. Gloria Moreno Rodríguez
Gracias porque tu forma de ser
conmigo me ayuda mucho para
seguir adelante y seguir luchando
por lo que quiero.

Biól. Rafael Serrano Velázquez
Gracias por tus consejos, por tu ayuda
y disponibilidad para continuar con mi
superación. Gracias por tu forma de
ser.

Gracias a todas las personas que de
algún modo me ayudaron sin pedir
nada a cambio.

CONTENIDO

Página

ABREVIATURAS.....	V
ÍNDICE DE TABLAS.....	VIII
ÍNDICE DE FIGURAS.....	IX
ABSTRACT.....	XI
RESUMEN.....	XII
INTRODUCCIÓN.....	XIII
OBJETIVOS.....	XV
HIPÓTESIS.....	XV

CAPÍTULO 1

ANTECEDENTES.....	1
1.1 Colorantes azo.....	1
1.1.1 Características de los colorantes azo.....	1
1.1.2 Clasificación de los colorantes azo.....	2
1.1.2.1 Clasificación química.....	2
1.1.2.2 Clasificación de acuerdo con su uso o aplicación... ..	2
1.1.2.2.1 Ácidos.....	3
1.1.2.2.2 Básicos.....	3
1.1.2.2.3 Directos.....	3
1.1.2.2.4 Dispersos.....	3
1.1.2.2.5 Reactivos.....	4
1.1.3 Toxicidad de los colorantes azo.....	4
1.2 Degradación de colorantes tipo azo	6
1.2.1 Tratamientos fisicoquímicos.....	6
1.2.1.1 Coagulación y precipitación.....	6

1.2.1.2 Ósmosis inversa y ultrafiltración.....	6
1.2.1.3 Tratamiento por electrólisis.....	6
1.2.1.4 Tratamiento con ozono.....	7
1.2.1.5 Tratamiento con cloro.....	7
1.2.1.6 Tratamiento por adsorción.....	7
1.2.2 Tratamientos biológicos	7
1.2.2.1 Procesos anaerobios.....	8
1.2.2.2 Procesos aerobios.....	9
1.2.2.3 Procesos anaerobio-aerobios.....	10
1.3 Microorganismos con capacidad para decolorar y/o degradar colorantes azo.....	11
1.3.1 Algas	11
1.3.2 Hongos	12
1.3.3 Bacterias	15
1.4 Sistema SBR (Sequencing Batch Reactor).....	16
1.4.1 Etapas del sistema SBR.....	16
1.4.2 Ventajas del sistema SBR.....	17
1.4.3 Degradación de compuestos xenobióticos en sistemas SBR	19
CAPÍTULO 2	
DESARROLLO EXPERIMENTAL.....	21
2.1 Rojo Ácido 151	21
2.1.1 Condiciones de operación del reactor.....	20
2.1.2 Sistema SBR.....	23

	Página
2.2 Efluente textil	24
2.2.1 Condiciones de operación del reactor	24
2.2.2 Sistema SBR.....	24
2.3 Técnicas analíticas	24
2.3.1 Color	25
2.3.1.1 <i>Color (máximo de absorción)</i>	25
2.3.1.2 <i>Color (unidades platino cobalto)</i>	26
2.3.2 Sólidos Suspendidos Volátiles(SSV).....	26
2.3.3 Prueba de adsorción.....	26
2.3.4 Determinación de nitrógeno.....	27
2.3.5 Aislamiento e identificación de bacterias.....	28
2.3.6 Biodegradabilidad anaerobia.....	30
2.3.7 Cuantificación de dióxido de carbono.....	30
2.3.8 Actividad respirométrica.....	31
2.3.9 Demanda Química de Oxígeno (DQO).....	32
2.3.10 Sulfatos y fosfatos.....	32

CAPÍTULO 3

RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
3.1 Rojo Ácido 151	33
3.1.1 Proceso de adsorción del colorante rojo ácido 151.....	33
3.1.2 Proceso de degradación.....	36
3.1.3 Producción de biomasa.....	39
3.1.4 Mineralización del colorante.....	41
3.1.5 Actividad de los microorganismos.....	44
3.1.6 Balance de nitrógeno.....	46
3.1.7 Biodegradabilidad anaerobia.....	50

3.1.8 Caracterización de la biomasa.....	54
3.2 Efluente textil.....	58
3.2.1 Caracterización del lote de agua residual.....	58
3.2.2 Eficiencias de remoción.....	59
3.2.2.1 <i>Degradación de carbono como DQO.....</i>	<i>59</i>
3.2.2.2 <i>Degradación de carbono como color.....</i>	<i>62</i>
3.2.3 Capacidad de remoción del sistema.....	63
3.2.4 Producción de biomasa.....	65
CONCLUSIONES.....	68
RECOMENDACIONES.....	70
BIBLIOGRAFÍA.....	71
ANEXO 1	
Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA151	
ANEXO 2	
Resultados obtenidos durante la degradación del efluente textil	

ABREVIATURAS

API	Analytical Profile Index
AA8	Anaranjado ácido 8
AA7	Anaranjado ácido 7
AA10	Anaranjado ácido 10
AA151	Amarillo ácido 151
AM3	Amarillo mordante 3
BN6	<i>Sphingomonas</i> sp.
Bv	Carga orgánica por litro de reactor por día
DQO	Demanda Química de Oxígeno
C/N/P	Relación carbono, nitrógeno, fósforo
COT	Carbono Orgánico Total
Kf	Capacidad de sorción (mg/g)
KF4	Especie de <i>Pseudomonas</i>
LiP	Lignino peroxidasa
MnP	Manganeso peroxidasa
N-NH ₄ ⁺	Nitrógeno en forma de ion amonio
N-NO ₃ ⁻	Nitrógeno en forma de ion nitrato
N-NO ₂ ⁻	Nitrógeno en forma de ion nitrito
Pt/Co	Unidades de color (platino/cobalto)
Qmáx	Máxima capacidad de adsorción
qV	Tasa de degradación del colorante (mg colorante/d·l _{reactor})
RA1	Rojo ácido 1
RA14	Rojo ácido 14
RA18	Rojo ácido 18
RA151	Rojo ácido 151
SSF	Sólidos Suspendidos Fijos
SSV	Sólidos Suspendidos Volátiles

SST	Sólidos Suspendidos Totales
So/Xo	Relación sustrato/microorganismo (mg/l/mg/l)
SBR	Reactor discontinuo secuencial (Sequencing Batch Reactor)
TBX	Especie de <i>Sphingomonas</i>
TRH	Tiempo de Retención Hidráulica
UASB	Reactor anaerobio de lecho de lodos y flujo ascendente
UV	Ultra Violeta
CO ₂	Dióxido de carbono
% E _{DQO}	Eficiencia de eliminación de DQO
% E _(PVC_o)	Eficiencia de eliminación de color (escala platino/cobalto)
% E _A	Eficiencia de eliminación de absorbancia a 614 nm
1,4 PDA	1,4 fenildiamina
5 ASA	Ácido 5 aminosalicílico

Pruebas API (Analytical Profile Index)

ONPG	O-nitrofenil beta-galactosidasa
LDC	Lisina decarboxilasa
CIT	Utilización de citratos
H ₂ S	Producción de sulfuro de hidrógeno
GLU	Fermentación de glucosa
OX	Citocromo Oxidasa
ADH	Arginina dehidrolasa
LDC	Prueba de la lisina
URE	Prueba de la ureasa
TDA	Prueba del Triptofano
IND	Prueba del indoi
VP	Producción de acetoina
GEL	Prueba de la gelatinasa
MAN	Fermentación/oxidación del manitol
INO	Fermentación/oxidación del inositol

SOR	Fermentación/oxidación del sorbitol
RHA	Fermentación/oxidación del ramnosa
SAC	Fermentación/oxidación de la sacarosa
MEL	Fermentación/oxidación de la melobiosa
AMY	Fermentación/oxidación de la amigdalina
ARA	Fermentación/oxidación de la arabinosa
NO ₃	Producción de nitratos
NO ₂	Reducción a gas N ₂
ODC	Prueba de la ornitina

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 2.1 Solución de nutrientes utilizada para preparar la alimentación del reactor	22
Tabla 2.2 Parámetros determinados en cada etapa del estudio	25
Tabla 2.3 Composición del medio Agar R2A	28
Tabla 3.1 Producción de CO ₂ debida a la degradación del colorante RA151	31
Tabla 3.2 Determinación de nitrógeno en sus diferentes formas	47
Tabla 3.3 Eliminación del colorante RA 151 en condiciones Anaerobias	53
Tabla 3.4 Características de las colonias aisladas del sistema	56
Tabla 3.5 Identificación de los microorganismos aislados en el día 350 y 667 de operación del reactor	57
Tabla 3.6 Concentración de DQO y SST que del efluente textil	58
Tabla 3.7 Caracterización del efluente textil	59

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página	
Fig 1.1	Estructura del colorante Azul Ácido 113	2
Fig 1.2	Estructura del colorante Amarillo Básico 19	2
Fig 1.3	Estructura del colorante Negro Directo 78	2
Fig 1.4	Estructura del colorante Rojo Disperso 13	4
Fig 1.5	Estructura del colorante Amarillo Reactivo 3	4
Fig 1.6	Ruta metabólica propuesta para la degradación del colorante Amarillo Disperso 3 por medio de <i>Phanaerochaete chrysosporium</i> (Spadaro y Reganathan, 1994)	14
Fig 1.7	Etapas que constituyen un ciclo del proceso SBR	17
Fig 2.1	Estructura del colorante Rojo Ácido 151	21
Fig 2.2	Biofiltro utilizado para el estudio de degradación del colorante RA 151	23
Fig 2.3	Sistema utilizado para la cuantificación de CO ₂	31
Fig 3.1	Cinética de eliminación del colorante RA 151 del ciclo 1 al 3	34
Fig 3.2	Cinética de eliminación del colorante RA 151 del ciclo 4 al 9	35
Fig 3.3	Curva de adsorción del empaque (tezontle)	35
Fig 3.4	Tasa de degradación del colorante RA 151 en 667 días de operación	37
Fig 3.5	Porcentajes de degradación del colorante RA 151	39
Fig 3.6	Comportamiento de los SSV en el efluente durante la degradación del RA 151	40

		Página
Fig 3.7	Espectro de una muestra de colorante RA 151 en el ciclo 15	42
Fig 3.8	Espectro de una muestra de colorante RA 151 en el ciclo 106	43
Fig 3.9	Espectro de una muestra de colorante RA 151 en el ciclo 193	43
Fig 3.10	Actividad de los microorganismos en presencia de acetato de amonio y RA 151	45
Fig 3.11	Actividad de los microorganismos con y sin fuente de carbono	46
Fig 3.12	Eliminación del colorante RA 151 en condiciones anaerobias con una relación S_o/X_o de 4.5	51
Fig 3.13	Eliminación del colorante RA 151 en condiciones anaerobias con una relación S_o/X_o de 7.0	52
Fig 3.14	Espectro en luz UV/Vis del efluente de la industria textil	60
Fig 3.15	Eficiencias de remoción como DQO obtenidas en la degradación del efluente textil	61
Fig 3.16	Eficiencias de remoción como color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm	62
Fig 3.17	Capacidad de remoción como DQO durante la degradación del efluente textil	64
Fig 3.18	Comportamiento de los SSV durante la degradación del efluente de la industria textil	66

ABSTRACT

The degradation of acid red 151 and textile effluent was studied. Two biofilters packed with a porous volcanic rock (puzolane) were used and operated in a discontinuous manner. In the case of azo dye acid red 151 the system was operated during 667 days. The concentrations varied between 25 and 50 mg of AR 151/l and 3.23, 16, 10.6 and 2.3 hours of hydraulic retention time. A maximal substrate degradation rate of 288 mg AR 151/d·l_{reactor} was obtained. Degradation efficiencies of 70 % were obtained in the first cycles and for the rest of the study the efficiencies were in average of 85 %. An adsorption test showed that the necessary quantity of colorant to saturate the packing was reached in cycle 9th (day 110). Mineralization studies showed that 73 % (as carbon) of the initial concentration was transformed to carbon dioxide by consortia. Anaerobic biodegradability tests indicated that some facultative microorganisms were capables to decolorize 16 % of the colorant. Some microorganisms responsables of azo dye degradation were *Pseudomonas aeruginosa*, *Flavobacterium meningosepticum* y *F. odoratum*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Tatumella ptyseos*, *Flaviomonas oryzihabitans* y *Erwinia* sp.

The textil effluent contained mainly basic dyes. The reactor was operated during 50 cycles (62 days). The crude effluent was diluted during acclimation to 300, 600, 800, 1200, 1500 and 2,400 mg COD/l. A Maximal removal rate of 2.3 Kg COD/d·l_{reactor} was obtained. Removal efficiencies, as COD, varied from 76 to 97 % and the system had 80 % of color removal in all days. A maximal concentration of 2000 mg COD/l was possible to treat without problems of biomass detachment and foam production.

The results showed that aerobic biodegradation of azo dyes was possible with suitable acclimation.

RESUMEN

Se realizó un estudio de degradación de colorantes azo ácidos (rojo ácido 151) y básicos (efluente de una industria textil). Se utilizaron biofiltros empacados con tezontle que funcionaron en modo discontinuo. En el caso del colorante RA 151 el reactor funcionó durante 667 días, en los cuales se estudiaron las concentraciones de 25 y 50 mg colorante/l y tiempos de retención hidráulica de 32, 16, 10.6 y 5.3 horas. Se obtuvo una tasa máxima de degradación de $288 \text{ mg/d} \cdot l_{\text{reactor}}$. Las eficiencias de degradación, en los primeros ciclos, fueron en promedio del 70 % y para el resto del estudio del 85 %. Una prueba de adsorción mostró que la cantidad necesaria de colorante para saturar el empaque se alcanzó en el ciclo 9 (día 110). Pruebas respirométricas indicaron que los microorganismos mineralizaron el 73 % (como carbono) del colorante azo. Pruebas de biodegradabilidad anaerobia indicaron que en la biopelícula formada en el empaque se encontraban algunos microorganismos capaces de decolorar el 16 % del colorante. Se identificaron algunas de las bacterias responsables de la degradación del colorante. Dichas bacterias fueron *Pseudomonas aeruginosa*, *Flavobacterium meningosepticum* y *F. odoratum*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Tatumella ptyseos*, *Flaviomonas oryzihabitans* y *Erwinia* sp.

El efluente textil que trató el sistema contenía colorantes azo básicos. El reactor funcionó durante 50 ciclos (62 días). El efluente fue diluido durante la aclimatación de los microorganismos a 300, 600, 800, 1200, 1500, 2000 y 2400 mg DQO/l. La máxima tasa de remoción fue de $2.3 \text{ Kg DQO/d} \cdot l_{\text{reactor}}$ y las eficiencias de remoción estuvieron comprendidas entre 76 y 97 % como DQO. En cuanto a color, se obtuvieron eficiencias del 80 % para la mayor parte de la experimentación. Fue posible tratar el efluente con 2000 mg DQO/l sin problemas de desprendimiento de biomasa y producción de espuma. Los resultados muestran que la biodegradación aerobia de colorantes azo es posible con una adecuada aclimatación de los microorganismos.

INTRODUCCIÓN

La fabricación de los diferentes productos textiles se lleva a cabo a partir de los procesos como lavado, lanzado, estirado, acabado, teñido, etc. Debido a estos procesos la industria textil genera grandes volúmenes de agua residual con un elevado número de contaminantes, los cuales contaminan el medio ambiente si no son eliminados. Entre los principales contaminantes podemos encontrar fenoles, sulfuros, cromo y colorantes entre otros. Los colorantes son uno de los contaminantes que llama la atención, debido a su difícil degradación.

Los principales colorantes utilizados a nivel mundial en la industria textil, papelera, alimentaria, cosmética y farmacéutica son los del tipo azo, de los que existen aproximadamente 3000 tipos (Bishop y Jiang, 1994).

Se han realizado muchos estudios sobre degradación de colorantes azo, dentro de los cuales se tienen los anaerobios, aerobios y la combinación de estos dos procesos; es decir el tratamiento anaerobio-aerobio.

Con respecto a los tratamientos anaerobios se ha observado que se rompe el enlace azo con facilidad. Sin embargo, se forman productos intermedios que son carcinógenos o tóxicos (Anliker, 1979).

Hasta 1981 se había reportado que los colorantes azo no se degradaban en condiciones aerobias. Sin embargo, Kulla (1981) observó que la degradación del Anaranjado Carboxi II, en dichas condiciones, era posible. Pero la degradación se obtuvo después de 268 días y se utilizó una cepa pura.

Por su parte Jian y Bishop (1994), Coughlin *et al.* (1997) y Tepper *et al.* (1997) han obtenido decoloraciones de una gran variedad de colorantes azo como el Anaranjado Ácido 7, Anaranjado Ácido 8, Amarillo Ácido 151, Amarillo Ácido 36, Rojo

Ácido 18, Rojo Ácido 29, Rojo Ácido 151 entre otros. Sin embargo, la mineralización de ellos no se ha comprobado, excepto la del Anaranjado Ácido 7 y 8. Además, la concentración del colorante que se utilizó fue pequeña (4.5 a 6.5 mg/l) (Jian y Bishop, 1994; Tepper *et al.* 1997).

Los estudios anteriores nos muestran que a pesar del gran esfuerzo que se ha realizado para encontrar el proceso adecuado de degradación, los colorantes azo aún son compuestos xenobióticos de difícil degradación. Por esta razón, es importante continuar con su estudio, no únicamente probando diferentes colorantes o concentraciones de ellos; sino también probando nuevas estrategias de aclimatación para los microorganismos, así como diferentes sistemas. De este modo en el presente trabajo se proponen los siguientes objetivos.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

El presente trabajo tiene como objetivo el estudio de la degradación de colorantes tipo azo, por medio de un biofiltro aerobio con biomasa fija operado en forma SBR.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

*Obtener la tasa máxima de degradación del colorante rojo ácido 151.

*Identificar los microorganismos (bacterias) capaces de realizar el proceso de degradación del colorante rojo ácido 151.

*Obtener la tasa máxima de remoción de una mezcla de colorantes básicos presentes en el efluente de una industria textil.

HIPÓTESIS

Un adecuado proceso de aclimatación de los microorganismos facilitará la biodegradación aerobia de los colorantes azo.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

El presente trabajo tiene como objetivo el estudio de la degradación de colorantes tipo azo, por medio de un biofiltro aerobio con biomasa fija operado en forma SBR.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

*Obtener la tasa máxima de degradación del colorante rojo ácido 151.

*Identificar los microorganismos (bacterias) capaces de realizar el proceso de degradación del colorante rojo ácido 151.

*Obtener la tasa máxima de remoción de una mezcla de colorantes básicos presentes en el efluente de una industria textil.

HIPÓTESIS

Un adecuado proceso de aclimatación de los microorganismos facilitará la biodegradación aerobia de los colorantes azo.

CAPÍTULO 1

ANTECEDENTES

1.1 Colorantes azo

1.1.1 Características de los colorantes azo

El término "colorantes azo" es aplicado a esos colorantes orgánicos sintéticos que se caracterizan por la presencia de uno o varios grupos azo (-N=N-). Este grupo divalente está unido a átomos de carbono hibridados sp^2 , por un lado a un núcleo aromático (benceno o naftaleno) o heterocíclico (como pirazol o tiazol); por el otro puede estar unido a una molécula insaturada de tipo carboxílico, heterocíclico o alifático (Kirk-Othmer, 1991). La gran variedad de colorantes de este tipo se debe a la variación en el número de grupos azo contenidos en su molécula y a la naturaleza de sus síntesis.

Los colorantes azo son ampliamente utilizados en las industrias farmacéuticas, de cosméticos, alimentos y textiles. Sin embargo, la industria textil es la que utiliza una gran variedad y cantidad de dichos colorantes durante el proceso de teñido y estampado. Durante el proceso de acabado de telas e hilos, particularmente durante el teñido, los colorantes utilizados no se fijan completamente y queda un residuo que varía entre un 12 a 30 %. Esto trae como consecuencia que los efluentes de las industrias textiles tengan concentraciones elevadas de colorantes.

La cantidad de colorante residual depende del tipo de colorante y del proceso utilizado para su fijación (Zhang, 1995; Weber y Adams, 1995).

1.1.2 Clasificación de los colorantes azo

1.1.2.1 Clasificación química (Kirk-Othmer, 1991).

De acuerdo al número de grupos azo (-N=N-) que presentan los colorantes azo, se subdividen en monoazo (un grupo), diazo (dos grupos), triazo (tres grupos), tetrakiazó (cuatro grupos) y poliazó (muchos grupos). Algunos ejemplos de estos colorantes se muestran en las figuras 1.1 a 1.3.

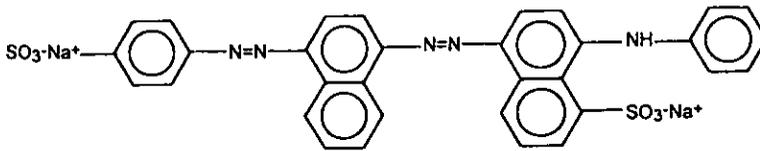


Fig. 1.1 Estructura del colorante Azul Ácido 113

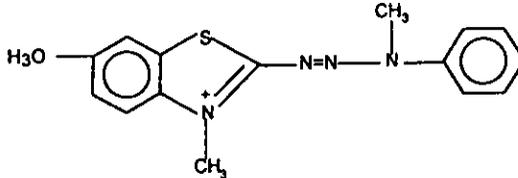


Fig. 1.2. Estructura del colorante Amarillo Básico 19

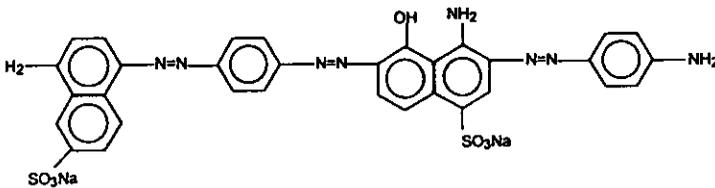


Fig. 1.3 Estructura del colorante Negro Directo 78

1.1.2.2 Clasificación de acuerdo con su uso o aplicación (Kirk-Othmer, 1991)

1.1.2.2.1 Ácidos:

Son colorantes aniónicos que tienen uno o más grupos sulfónicos o carboxílicos, de modo que son muy solubles en agua. Estos colorantes son aplicados en medios ácidos orgánicos o minerales (pH 2-6). Se utilizan en la tinción de lana, nylon, piel y acrilanes modificados. En menor proporción se utilizan en cosméticos y alimentos. Algunos ejemplos de colorantes ácidos son: Azul Ácido 113 (Fig. 1.1), Rojo Ácido 151 y Anarajado Ácido 7 entre otros.

1.1.2.2.2 Básicos:

Poseen grupos amino que les proporcionan un carácter catiónico en solución ácida diluida. Son solubles en agua e incluyen derivados de difenilmetano y trifenilmetano principalmente. Se utilizan en la tinción de acrílicos, nylon y poliéster. Algunos de estos colorantes son el Amarillo Básico 19 (Fig. 1.2), Rojo Básico 46 y Azul Básico 41.

1.1.2.2.3 Directos:

Son insolubles en agua y no iónicos. Se utilizan en la tinción de poliéster, nylon, acetato de celulosa y fibras acrílicas. Como ejemplo se tiene el Azul Directo 86 y Negro Directo 78 (Fig. 1.3).

1.1.2.2.4 Dispersos:

Son colorantes aniónicos insolubles en agua por lo que se emplean en forma de dispersiones acuosas para teñir fibras sintéticas hidrofóbicas. Se utilizan en la tinción de poliéster, nylon, diacetato y triacetato de celulosa y fibras acrílicas. Como ejemplo se tiene al Rojo Disperso 60, Café Disperso 1, Amarillo Disperso 3 y Rojo Disperso 13 (Fig. 1.4).

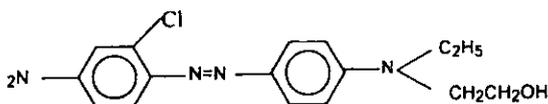


Fig. 1.4 Estructura del colorante Rojo Disperso 13

1.1.2.2.5 Reactivos:

Son aquellos que forman un enlace covalente con la fibra. Usualmente se utilizan para teñir lana, algodón o nylon. Las principales clases de colorantes azo reactivos son antraquinona y ftalocianina. Como ejemplo se tiene el Amarillo Reactivo 3 (Fig. 1.5).

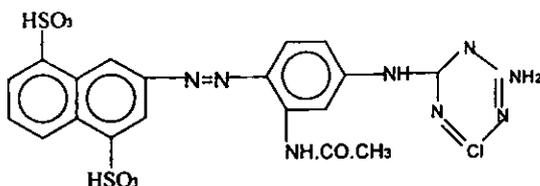


Fig. 1.5 Estructura del colorante Amarillo Reactivo 3

1.1.3 Toxicidad de los colorantes azo

La presencia de pequeñas cantidades de colorantes en el agua (menores a 1mg/l) pueden provocar coloraciones que usualmente van desde el amarillo pálido hasta el café amarillento o café oscuro, lo cual no es aceptable desde el punto de vista estético (García, 1995; Razo, 1997).

El cáncer intestinal es más común en sociedades altamente industrializadas. Como posible conexión entre los tumores y el uso de colorantes azo se han investigado algunos colorantes que se han reportado como tóxicos para animales. Se ha observado que los colorantes azo son degradados por los microorganismos intestinales y los productos de esta degradación son carcinógenos o tóxicos.

Ejemplos de estos compuestos son el 1-amino-2-naftol, el cual se produce por la reducción del Anaranjado II y se reporta como inductor de tumores en la vejiga de animales (Chung *et al.* 1978).

Se ha observado que en mamíferos los colorantes azo son reducidos a arilaminas por el citocromo P-450 y por una reductasa citosólica flavodependiente. Aunque las arilaminas por ellas mismas no son mutagénicas, en mamíferos pueden ser oxidadas a sus correspondientes derivados N-hidroxy, los cuales son subsecuentemente transformados en electrófilos reactivos capaces de formar uniones covalentes con el DNA (Spadaro *et al.*, 1992).

Por otra parte, se ha encontrado ácido sulfanílico en la orina de perros y ratas alimentados con diferentes colorantes azo. Este comportamiento se debe a una reacción reductiva del enlace azo que da como resultado productos carcinógenos, como es el caso del ácido sulfanílico. Lo anterior ha sido confirmado con el estudio de la actividad de enzimas reductasas presentes en el hígado y en los microorganismos del tracto gastrointestinal de algunos mamíferos ((Chung *et al.* 1978).

También se han observado efectos inhibitorios en la actividad y el crecimiento de microorganismos particularmente con altas concentraciones de colorantes. En especial se han observado efectos tóxicos en presencia de colorantes catiónicos (Meyer, 1981).

Muchos colorantes azo reactivos sulfonatados, debido al grupo sulfo actúan como detergentes e inhiben el crecimiento de las bacterias (Wuhrmann *et al.* 1980).

1.2 Degradación de colorantes tipo azo

1.2.1 Tratamientos fisicoquímicos

Los procesos fisicoquímicos comúnmente empleados a nivel industrial en el tratamiento de efluentes de la industria textil son: coagulación y precipitación, ósmosis inversa y ultrafiltración, tratamiento por electrólisis, tratamiento con ozono, tratamiento por adsorción y tratamiento con cloro (Metcalf y Eddy, 1991; Castillo *et al.* 1993). A continuación se presenta una breve descripción de los tratamientos anteriores.

1.2.1.1 Coagulación y precipitación

El agua a tratar se pasa a través de celdas electroquímicas en las cuales se generan especies coagulantes que absorben y precipitan los contaminantes. Las eficiencias de eliminación son mayores al 90 % para diferentes tipos de colorantes.

1.2.1.2 Ósmosis inversa y ultrafiltración

La ósmosis inversa es un proceso en el que el agua se separa de las sales disueltas en solución, filtrándola a través de una membrana semipermeable a una presión mayor que la osmótica causada por las sales disueltas en el agua residual. Mediante este proceso se obtienen eficiencias de eliminación de 95 a 100 % y se ha observado que es eficiente en el tratamiento de colorantes básicos ácidos, directos, dispersos y reactivos.

1.2.1.3 Tratamiento por electrólisis

Se han obtenido eficiencias de eliminación mayores al 96 %. En este tratamiento se utilizan electrodos que generan especies altamente oxidadas que disminuyen, vía oxidación, todas las sustancias hasta CO₂, agua y óxidos de los elementos.

1.2.1.4 Tratamiento con ozono

Es una oxidación casi 2 veces mayor a la que se produce con cloro, es muy eficaz en la oxidación de colorantes básicos, ácidos y directos.

1.2.1.5 Tratamiento con cloro

Es uno de los métodos más utilizados para la eliminación de color por oxidación. Se han obtenido eficiencias de eliminación del 90 %. Se ha observado que dicho método es muy eficiente para la oxidación de colorantes solubles.

1.2.1.6 Tratamiento por adsorción

La adsorción implica la acumulación o la concentración de sustancias en una superficie o interface (Weber, 1978). En el caso del tratamiento de colorantes azo se han utilizado como adsorbentes al carbón activado, sílica y otras resinas.

En general estos tratamientos tienen la desventaja de producir lodos relativamente hidrofílicos, que deben ser sometidos a filtración o centrifugación para eliminar el exceso de agua. Además, la mayoría de las técnicas son costosas (Bahorsky y Bryant, 1995). Por otra parte, la adsorción y la coagulación/precipitación son métodos que no destruyen los contaminantes solo los concentran y los separan; de modo que la contaminación se transfiere de un lugar a otro (Metcalf y Eddy, 1991).

1.2.2 Tratamientos biológicos

Debido a las desventajas que presentan los tratamientos fisicoquímicos, se ha generado un gran interés por buscar otros procesos y condiciones de operación por medio de los cuales sea posible mineralizar los colorantes azo. Tal es el caso de los procesos biológicos bajo diferentes condiciones de oxígeno como los procesos anaerobios, aerobios y la combinación de éstos. A continuación se presenta una

revisión de algunos trabajos relacionados con los procesos biológicos que son de interés para la discusión del presente trabajo.

1.2.2.1 *Procesos anaerobios*

Wuhrmann *et al.* (1980) observaron que durante la degradación de los colorantes azo por medios anaerobios, solo se rompe el enlace azo (-N=N-) formando productos intermediarios. Esto es de gran importancia, en lo que respecta a salud pública, debido a que los productos intermediarios de muchos colorantes azo, tales como benzidina, 2-naftilamina y otras aminas aromáticas son carcinógenas o tóxicas (Anliker, 1979).

Razo (1997) reporta que en condiciones anaerobias el colorante Anaranjado Mordante 1 fue decolorado, debido a la ruptura del enlace azo, hasta 1, 4 fenildiamina (1,4 PDA) y ácido aminosalicílico (5 ASA). Posteriormente, una total mineralización del 5 ASA se realizó en presencia de glucosa como cosustrato, pero no se obtuvo la mineralización de 1,4 PDA.

El mismo autor realizó un estudio de degradación del azodisalicilato (ADS) en condiciones anaerobias y en este caso observó que el colorante se rompía en 2 moléculas de 5 ASA que posteriormente se mineralizaron a metano. Sin embargo, en el estudio fue necesario adicionar un cosustrato (glucosa).

Guerrero (1998) realizó un estudio de degradación de un colorante azo (marino terasil disperso) en un reactor anaerobio de lecho de lodos y flujo ascendente (UASB por sus siglas en inglés Upflow Anaerobic Sludge Blanket). Sin embargo, observó que de un 31 a 37 % del colorante fue adsorbido por el lodo anaerobio.

1.2.2.2 Procesos aerobios

Hasta 1981 se había reportado que los colorantes azo no se degradaban por medio de procesos aerobios. Sin embargo, Kulla (1981) menciona que con un proceso adecuado de aclimatación, la degradación aerobia resulta ser factible, pues el Anaranjado Carboxi II en concentración de 15 mg/l, fue degradado por una cepa parecida a *Pseudomonas* llamada KF4. Sin embargo, la degradación del compuesto se realizó después de 268 días. También reportó que una concentración de 75 mg/l de 4,4 Dicarboxiazobenceno (compuesto azo simple) se puede degradar por procesos aerobios en 2.5 horas por medio de una cepa de *Flavobacterium* sp.

Se ha reportado que durante los tratamientos aerobios muchos colorantes azo pueden ser decolorados. Tal es el caso de los colorantes Anaranjado Ácido 7 (AA7), Anaranjado Ácido 8 (AA8), Amarillo Ácido 151 (AA151), Rojo Ácido 18 (RA18), Rojo Ácido 151 (RA151) y otros. Sin embargo, únicamente los colorantes AA7 y AA8 fueron mineralizados (formación de CO₂ y agua) bajo condiciones aerobias (Ghoropade y Spencer, 1993; Jian y Bishop 1994; Coughlin *et al.* 1997; Tepper *et al.* 1997).

Jian y Bishop (1994) realizaron un estudio de degradación de los colorantes azo Anaranjado Ácido 8, Anaranjado Ácido 10 (AA10) y Rojo Ácido 14 (RA14). El estudio se realizó en condiciones aerobias con biomasa fija en un reactor Biológico de Tambor Rotatorio (RDBR por sus siglas en inglés Rotating Drum Biological Reactor). Para el caso del colorante AA8 se obtuvieron remociones que variaron entre 20 y 90 %. Pero para el caso de los colorantes RA14 y AA10 no se obtuvo degradación bajo condiciones aerobias. Además, el autor menciona que a concentraciones de 5 mg/l los colorantes azo inhiben el crecimiento de la biopelícula y la remoción de color.

Coughlin *et al.* (1997) realizaron un estudio con colorantes ácidos en presencia de una bacteria llamada TBX65, la cual se caracteriza por tener parecido con una cepa

de *Sphingomonas*. Observaron que la bacteria crecía en un medio mineral simple conteniendo como única fuente de carbono, energía y nitrógeno a cualquiera de los siguientes colorantes: Anaranjado Ácido 7, Anaranjado Ácido 8 ó Rojo Ácido 88. Sin embargo, observaron que para el caso del Rojo Ácido 151 podría servir como fuente de nitrógeno pero no como fuente de carbono y energía.

Tepper *et al.* (1997) estudiaron la degradación aerobia del Anaranjado Ácido 7 (4.5-6.5 mg/l) en presencia de tres inóculos, 1) cultivo puro de *Sphingomonas*, 2) un consorcio de licor mezclado con la adición (después de una semana) de *Sphingomonas* y 3) un consorcio de licor mezclado con la adición (al tiempo cero) de *Sphingomonas*. Observaron que para el cultivo puro la eficiencia de remoción en los primeros días fue del 92%, pero posteriormente disminuyó hasta un 35 %. La explicación de esto fue que durante la degradación del Anaranjado Ácido 7 se forma un subproducto llamado ácido sulfámico y que la cepa pura de *Sphingomonas* no tuvo la capacidad de degradar dicho compuesto. En cambio con los cultivos de licor mezclado más *Sphingomonas*, las eficiencias se mantuvieron en 99 y 98 % debido a la presencia de otros microorganismos que pudieron degradar el ácido sulfámico.

1.2.2.3 Procesos anaerobio-aerobios

Es una estrategia reciente que promete obtener buenos resultados en cuanto a degradación de colorantes azo. Se han realizado estudios de degradación, en condiciones anaerobio-aerobias, de algunos colorantes azo como el Amarillo Mordante 3 (AM3), Amaranth y Rojo Ácido 1 (RA1) (Kudlich *et al.* 1996; Haug 1991).

Kudlich *et al.* (1996) mostraron la mineralización del colorante azo Amarillo Mordante 3 (AM3), Amaranth y Rojo Ácido 1 (RA 1) bajo condiciones anaerobio-aerobias. Utilizaron bacterias de la especie *Sphingomonas* BN6 inmovilizadas en camas de alginato de calcio.

Haug *et al* (1991) realizaron un estudio de degradación, en condiciones anaerobio-aerobias, del colorante Amarillo Mordante 3. En condiciones anaerobias dicho colorante se transformó en aminas aromáticas como el 6 aminonaftaleno 2 sulfonato y el 5 aminosalicilato. El sistema se aireaba posteriormente y dichas aminas eran mineralizadas. La causa de esta degradación está correlacionada con la presencia de especies de bacterias llamadas BN6, las cuales poseen la habilidad de oxidar algunos ácidos naftalensulfónicos.

1.3 Microorganismos con capacidad para decolorar y/o degradar colorantes azo

En la degradación de colorantes azo así como de muchos compuestos xenobióticos, los microorganismos forman parte fundamental del proceso. Por lo que su identificación así como el estudio de su metabolismo deben ser ampliamente estudiados. En la actualidad se han identificado gran variedad de organismos que tienen la capacidad de decolorar y/o degradar algunos colorantes azo. Dentro de ellos se incluye a las algas, hongos y bacterias.

1.3.1 Algas

Liu y Liu (1992) reportaron la degradación de colorantes azo por medio de algas. Mencionan que las responsables del rompimiento de los enlaces azo son enzimas reductasas.

Gosczyński *et al.* (1994) encontraron que *Streptomyces chromofuscus* tiene peroxidasas capaces de degradar colorantes azo sulfonados, aquellos con anillos naftalénicos y los que presentan grupos hidroxyl y azo en la posición 1 y 2.

Paszczynski *et al.* (1992) demostraron que *Streptomyces* sp. tiene la capacidad de degradar el Amarillo Ácido 9 y el colorante ácido 3 metoxy-4 hidroxy-azobencen-

4'sulfónico. Además, dicha especie puede degradar derivados de benceno, carbamatos, diazinon y bromoxilin.

1.3.2 Hongos

Las especies *Trametes versicolor* y *Phanerochaete chrysosporium* son algunos ejemplos de hongos que presentan gran capacidad para degradar colorantes azo (Cripps *et al.*, 1990; Paszcynski *et al.*, 1992; Pasti-Grigsby *et al.*, 1992; Gosczyński *et al.*, 1994; Spadaro y Renganathan 1994).

Se ha observado que en el caso de los hongos *Trametes versicolor* y *Phanerochaete chrysosporium*, además de la degradación de los colorantes; también contribuye la adsorción en la remoción total y que dicho proceso se realiza por la adsorción de moléculas en las hifas del hongo (Wang y Yu, 1998). Estos autores muestran que el hongo *T. versicolor* tiene una máxima capacidad de adsorción ($Q_{máx}$) de 104.2 mg de colorante/g de micelio vivo y 90.9 mg de colorante/g de micelio muerto.

P. chrysosporium es un microorganismo que se conoce como el hongo de la pudrición blanca y se ha observado que tiene la capacidad de degradar un amplio espectro de compuestos, entre los que mencionan a los colorantes azo.

Spadaro y Renganathan (1994) y Paszcynski *et al.* (1992) han demostrado que cultivos de *P. chrysosporium* son capaces de mineralizar colorantes azo sulfonatados y no sulfonatados a CO_2 . Spadaro *et al.* (1994) observaron que el sistema degradativo lignolítico de dicho hongo produce 2 enzimas peroxidases extracelulares, la lignino peroxidasa (LiP) y la manganeso peroxidasa (MnP), las cuales están ampliamente involucradas en la degradación de lignina, clorofenoles, hidrocarburos policíclicos aromáticos, nitrotolueno y dibenzodioxinas. Además, observaron que las 2 enzimas están involucradas en la degradación de colorantes azo.

Algunos de los colorantes azo susceptibles a la degradación por *P. chrysosporium* son el Amarillo Disperso 3, Anaranjado Disperso 3, Amarillo Solvente 14, Anaranjado II, Tropaeolin O y Anaranjado Ácido 12 (Spadaro y Renganathan, 1994).

Spadaro y Renganathan (1994) estudiaron la mineralización de colorantes como el Amarillo Disperso 3, Anaranjado disperso 3, Amarillo solvente 14 y otros. Ellos mencionan que el hongo tiene gran potencial para el tratamiento de efluentes textiles y para biorremediación de suelos contaminados con colorantes azo.

Spadaro y Renganathan (1994) realizaron un estudio sobre degradación aerobia del colorante azo Amarillo Disperso 3 y proponen una ruta metabólica de degradación (Fig. 1.6) en la que encontraron algunos compuestos intermediarios como la 1,2 naftoquinona y acetanilida. Esta ruta metabólica de degradación fue propuesta de acuerdo con las enzimas extracelulares que encontraron en el hongo *P. chrysosporium*. En dicho trabajo se propone la siguiente ruta metabólica.

- 1) Las enzimas oxidan el anillo de naftol por 2 electrones para producir un ion carbanión en el carbono 1.
- 2) Después se realiza un ataque nucleofílico por agua que genera un intermediario tetrahedral inestable.
- 3) Dicho intermediario se rompe en 2 para producir 1,2 naftoquinona y un fenilcarbanión de acetanilida. Además, se libera nitrógeno molecular.
- 4) Por último el fenilcarbanión de acetanilida atrae un protón de agua para producir acetanilida.

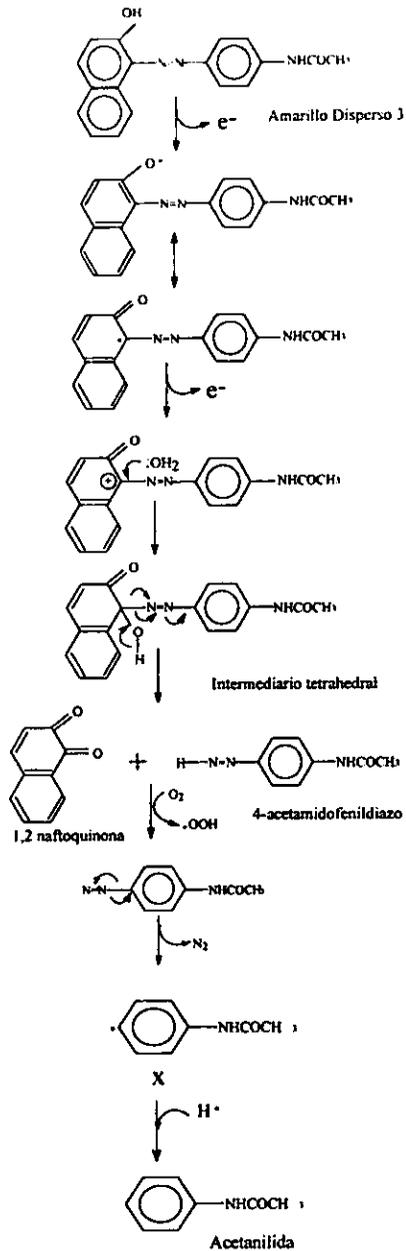


Fig. 1.6 Ruta metabólica propuesta para la degradación del colorante Amarillo Disperso 3 por medio del hongo *P. chrysosporium* (Spadaro y Reganathan 1994)

1.3.3 Bacterias

Se ha reportado que sin intervención del oxígeno, algunas bacterias únicamente rompen el enlace azo del colorante. La consecuencia de este comportamiento es la formación y acumulación de aminas aromáticas incoloras, las cuales pueden ser altamente tóxicas y carcinógenas. Algunas de las especies que únicamente rompen el enlace azo son *Proteus* spp., *Enterococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Bacillus subtilis*, *Clostridium* spp., *Rhodococcus*, *Shigella* y *Kleibisella* (Pasti-Grigbsy *et al.*, 1992).

Con respecto a bacterias aerobias degradadoras de colorantes azo se han reportado algunas bacterias de los géneros *Flavobacterium*, y *Sphingomonas* y la especie *Pseudomonas luteola* (Zimmermann *et al.*, 1984; Cao *et al.*, 1993; Coughlin *et al.*, 1997; Ghoropade y Spencer, 1993 y Hu, 1998).

Hu (1998) observó que en condiciones aerobias la especie *Pseudomonas luteola* tiene la capacidad de degradar colorantes azo como el Monoazo vinilsulfonil (RP2B Cl reactivo 22), Violeta Reactivo 2 y Amarillo Reactivo 2. También encontró que dicha especie presenta azoreductasas, las cuales son enzimas inducibles y que tienen especificidad por el sustrato. De igual forma Zimmermann *et al.* (1984) observaron dicha especificidad de las enzimas azoreductasas de *Pseudomonas* sp.

Cao *et al.* (1993) observaron que la especie *Flavobacterium* secretaba enzimas como respuesta a la presencia de colorantes azo. Dicho trabajo menciona que las enzimas son peroxidasas y que son predominantemente extracelulares. Un dato importante de este trabajo es que las enzimas que produce *Flavobacterium* son similares a las enzimas que produce el hongo *P. chrysosporium* y que son las responsables de la oxidación de los colorantes azo.

Como ya se mencionó anteriormente, las bacterias del género *Sphingomonas* tienen

la capacidad de decolorar gran variedad de colorantes azo. Pero sin duda lo más importante de dicho microorganismos es la capacidad que tiene para mineralizar los colorantes azo Anaranjado Ácido 7 y 8 (Jian y Bishop 1994; Coughlin *et al.* 1997; Tepper *et al.* 1997)

También se ha observado que algunas especies de actinomicetos decoloran efluentes con diferentes tipos de colorantes reactivos. Dicha decoloración se atribuye a peroxidasas similares a la manganeso peroxidasa. Sin embargo, mencionan que dichas especies de actinomicetos únicamente decoloran o adsorben los colorantes reactivos pero no los mineralizan (Zhou y Zimmermann 1993).

1.4 Sistema SBR (Sequencing Batch Reactor)

Descripción física

Es un proceso discontinuo secuencial constituido por un cultivo mixto de microorganismos en forma de biomasa suspendida o biopelícula, orientado en el tiempo y se basa en un sistema de llenado y vaciado (Fig. 1.7). Cada ciclo del proceso está conformado por cinco etapas en forma secuencial como son: llenado, reacción, sedimentación, vaciado y tiempo muerto (Irvine y Ketchum, 1989; Metcalf y Eddy, 1991).

1.4.1 Etapas del sistema SBR

-Llenado: Es una etapa durante la cual se adiciona el sustrato (agua residual o efluente primario). Típicamente el volumen alimentado es del 75 % del volumen total del reactor. El tiempo aproximado que se utiliza durante la etapa de llenado es del 25 % de la duración total del ciclo.

-Reacción: En ocasiones inicia desde el periodo de llenado. En esta etapa se lleva a cabo la degradación del material orgánico biodegradable y el tiempo aproximado que

se emplea para esta operación es el 35 % del tiempo total del ciclo. En esta etapa, según el tiempo de reacción, el sustrato fácilmente biodegradable comienza a agotarse y el empleo de otros compuestos comienza a seleccionar a los microorganismos deseados.

-Sedimentación: En esta etapa se permite la separación del líquido de la biomasa de modo que el sobrenadante queda clarificado. Típicamente el tiempo empleado en ésta operación es de 0.5 a 1.5 horas. En un reactor de este tipo, la etapa de sedimentación suele ser más eficiente que en un reactor de flujo continuo debido a que el contenido del reactor está completamente en reposo.

-Vaciado: Consiste en el desalojo del agua residual que ya fue tratada. El tiempo requerido para esta etapa es aproximadamente del 5 al 30 % del tiempo total del ciclo.

-Tiempo muerto: Esta etapa se aplica en procesos de tratamiento llamados en serie o múltiples. Con el tiempo muerto se permite que cada uno de los reactores concluya adecuadamente su tiempo de llenado sin afectar a los demás. En algunos casos esta etapa se omite.

La purga de lodos es otro paso importante en el funcionamiento de los sistemas SBR y puede afectar su rendimiento. La cantidad de lodo que se debe purgar y la frecuencia con la que se debe efectuar depende de las necesidades dictadas por los rendimientos (Metcalf y Eddy, 1991).

1.4.2 Ventajas del sistema SBR

El sistema SBR tiene algunas ventajas sobre los sistemas en continuo como es la de permitir el desarrollo de un consorcio de microorganismos estable y con altos rendimientos.

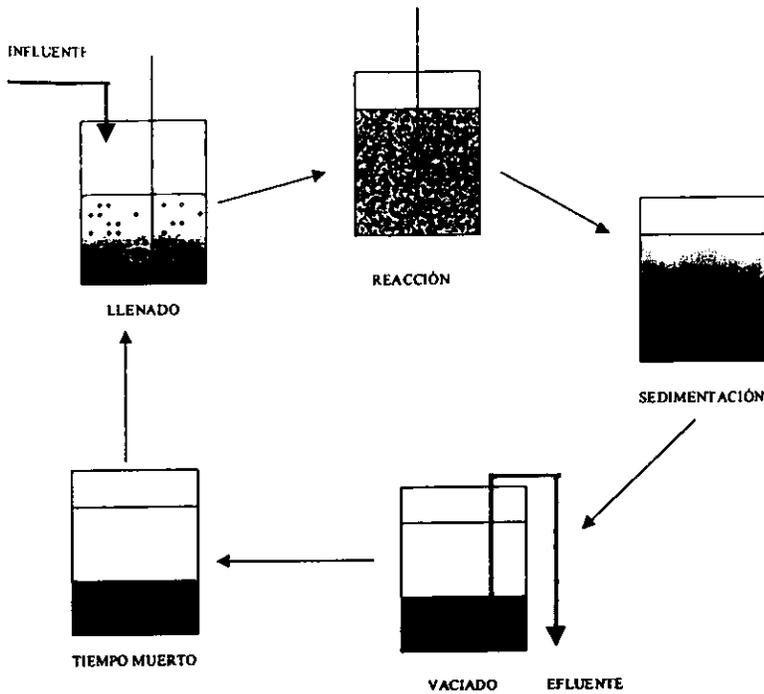


Fig. 1.7 Etapas que constituyen un ciclo del proceso SBR

Otra de las ventajas es la flexibilidad en la conducción de su operación, es decir en estos procesos la degradación de los compuestos se realiza en función del tiempo. En caso de haber un choque de concentración (aporte puntual de un tóxico) se puede prolongar la duración del tratamiento de tal modo que se le permita a los microorganismos degradar totalmente el tóxico.

Además, en este tipo de sistema un solo tanque sirve como tanque de reacción y como sedimentador por lo que puede proporcionar ventajas desde el punto de vista económico (Irvine y Ketchum, 1989; Wanner, 1992).

Por otra parte, una característica única de los sistemas SBR es el no necesitar una recirculación de lodos. Debido a que tanto la aireación como la decantación tienen lugar en el mismo tanque, por lo que no se pierden lodos en la fase de reacción (Metcalf y Eddy, 1991).

1.4.3 Degradación de compuestos xenobióticos en sistemas SBR

Los compuestos xenobióticos son compuestos que no existen en forma natural en el medio ambiente si no que han sido elaborados por el hombre.

Debido a que dichos compuestos no se encuentran en forma natural se consideraba que los sistemas biológicos no podrían utilizarse para su tratamiento ya que podrían causar inhibición o toxicidad. Sin embargo, estudios recientes muestran que los sistemas discontinuos secuenciales tienen la flexibilidad y capacidad para permitir la degradación de dichos compuestos. A continuación se resumen algunos trabajos que nos muestran lo anterior.

Buitrón y Ortiz (1997) realizaron un estudio sobre degradación de fenoles. Se utilizó un sistema SBR empacado con tezontle. La mayor concentración utilizada fue de 400 mg/l como mezcla de fenoles y las eficiencias de remoción fueron de un 93 % como carbono orgánico total (COT) y el 99 % como fenoles totales. La carga máxima aplicada al sistema fue de 3.6 Kg DQO/m³-día.

Bermúdez *et al.* (1998) utilizaron un sistema SBR para la degradación de una mezcla de fenoles (fenol, 4-clorofenol, 2-4 diclorofenol y 2-4-6 triclorofenol al 2.5 % en peso de cada uno de ellos). Se estudiaron concentraciones finales de 50 hasta 45 mg/l. El sistema estaba empacado con tezontle y acondicionado con carbón activado granular. Dicho sistema demostró ser adecuado para la degradación de la mezcla y los porcentajes de remoción variaron de un 86 a 91 % como COT. La carga máxima aplicada al sistema fue de 4.10 Kg DQO/m³-día y la carga volumétrica eliminada por cm² de empaque fue de 5.59 g DQO/cm²-día.

Cruz (1999) estudió la degradación del colorante azo Azul Disperso 79 en condiciones anaerobias. El sistema que utilizó fue un SBR empacado con tezontle y la concentración de colorante adicionada fue de 150 mg/l. De acuerdo con sus resultados más del 90 % del colorante se biotransformó a compuestos intermediarios (aminas). También obtuvo el 20% de mineralización como DQO.

Lourenco (1999) estudió la remoción de colorantes azo reactivos presentes en el efluente de una industria textil. Utilizó un sistema SBR con fases anaerobio/aerobias. Después de 40-50 días de aclimatación de los microorganismos, las eficiencias de remoción como color llegaron a valores de 90 %. La concentración alimentada fue de 90 mg/l. El autor concluye que el sistema SBR es apropiado para la degradación de los colorantes azo reactivos, ya que puede ser manipulado para proveer una fase anaerobia, en la cual los colorantes azo se reducen a sus aminas aromáticas correspondientes y una fase aerobia en la que las aminas pueden ser mineralizadas.

Los estudios anteriores muestran que el sistema SBR permite la aclimatación de los microorganismos para degradar compuestos de difícil degradación como es el caso de los fenoles y los colorantes. Además, las cargas máximas aplicadas a dichos sistemas son mayores a las soportadas por otros sistemas.

CAPÍTULO 2

DESARROLLO EXPERIMENTAL

El estudio se dividió en 2 etapas, en la primera se realizó el estudio de degradación de un colorante sintético (RA 151) para encontrar las condiciones adecuadas de operación del sistema utilizado. En la segunda etapa se realizó una prueba de tratabilidad en la que se utilizó el efluente de una industria textil.

2.1 Rojo Ácido 151

2.1.1 Condiciones de operación del reactor

El inóculo se obtuvo de la planta de tratamiento de aguas residuales domésticas de la UNAM, ubicada en Ciudad Universitaria México, D. F. Se adicionó un volumen total de biomasa de 3.5 litros para obtener una concentración de 2500 mg/l como SSV. Se utilizó colorante rojo ácido 151 (Fig. 2.1) como única fuente de carbono y energía y se probaron concentraciones de 25 y 50 mg/l.

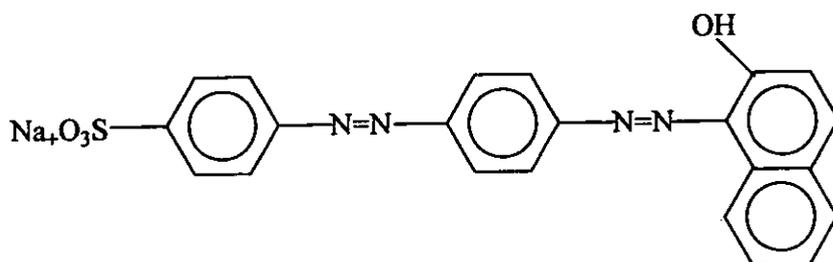


Fig. 2.1. Estructura del colorante rojo ácido 151

El colorante rojo ácido 151 es un colorante diazo ya que presenta 2 enlaces azo (-N=N-). Es uno de los colorantes más utilizados para teñir lana, nylon y acrilanes. Su peso molecular es de 445 g/mol.

El estudio se realizó en un intervalo de temperatura de 22 a 24 °C, el pH se mantuvo de 7.5 a 7.6 y la concentración de oxígeno disuelto siempre fue superior a 2 mg/l. Se adicionaron nutrientes como nitrógeno y fósforo, además de algunos oligoelementos (tabla 2.1) de acuerdo con ANFOR (1985). La relación carbono, nitrógeno, fósforo (C/N/P) que se utilizó en el estudio, fue de 100/22/37.

Tabla 2.1. Solución de nutrientes utilizada para preparar la alimentación del reactor

Compuesto	Concentración en el reactor (mg/l)
KH_2PO_4	25.5
k_2HPO_4	10.875
$\text{NaHPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	25.152
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
$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0.0353
H_3BO_4	0.572
ZnCl_2	0.0203
$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}$	0.0347
EDTA	0.0555
$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0.0540

2.1.2 Sistema SBR

El estudio se realizó en un biofiltro sumergido (Fig. 2.2). Este biofiltro consistió de una columna de acrílico de 59 cm de alto por 14 cm de diámetro, empacado con piedra volcánica porosa (tezontle), de 2.0 a 2.5 cm de diámetro. El reactor tuvo un volumen útil de 6 litros y funcionó de modo SBR. Las fases de llenado y vaciado duraron 3 y 13 minutos respectivamente y la de sedimentación 25 minutos. El volumen total, útil y de empaque fue de 9.8, 6.0 y 3.8 litros. El volumen intercambiado en cada ciclo fue de 4.5 litros (75 % del volumen útil). Se probaron ciclos de 24, 12, 8 y 4 horas, los cuales corresponden a tiempos de retención hidráulica (TRH) de 32, 16, 10.6 y 5.3 horas sin tomar en cuenta los tiempos de llenado, vaciado y sedimentado.

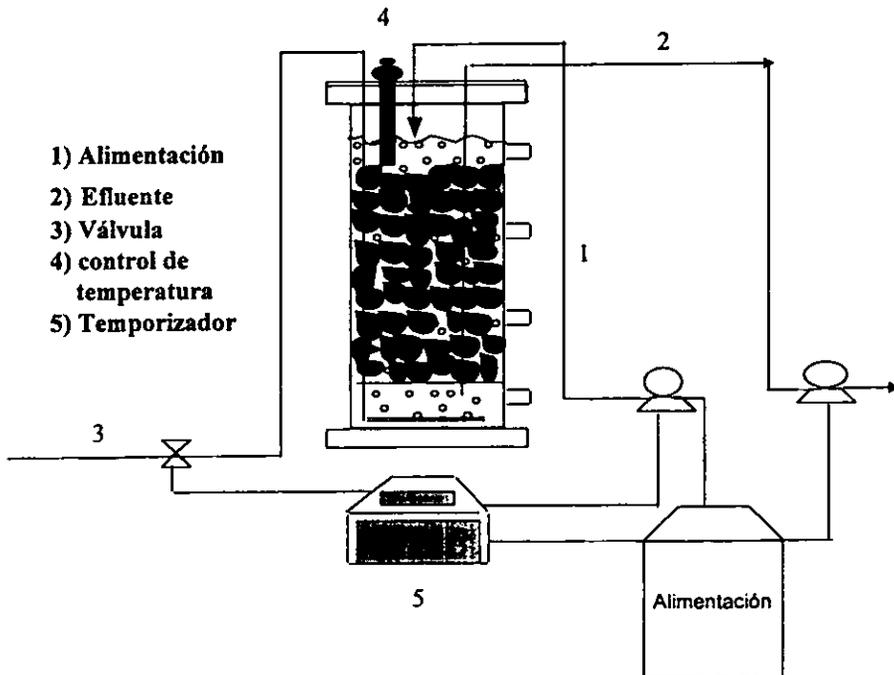


Fig. 2.2. Biofiltro utilizado para el estudio de degradación del colorante RA 151.

2.2 Efluente textil

2.2.1 Condiciones de operación del reactor

El inóculo se obtuvo de una planta de tratamiento de aguas residuales de oficinas. La concentración de biomasa y los nutrientes adicionados al sistema fueron los mismos que para el sistema utilizado en la degradación del colorante RA 151 (tabla 2.1). El estudio se realizó a temperatura ambiente (16 a 22 ° C) y el pH se mantuvo de 6.8 a 7.2. La concentración de oxígeno siempre fue mayor a 2 mg/l.

2.2.2 Sistema SBR

El biofiltro utilizado consistió de una columna de acrílico similar al utilizado en la degradación del colorante RA 151 (Fig. 2.2) y funcionó de modo SBR. Las fases de llenado, sedimentado y vaciado fueron de 5, 30 y 5 minutos respectivamente. La etapa de reacción se prolongó hasta permitir una biodegradación igual o superior al 80 % de Demanda Química de Oxígeno (DQO) inicial. Una vez que el tiempo de degradación fue de 24 horas, se aumentó progresivamente la concentración de DQO de 300, 600, 800, 1200, 1500, 2000 y 2400 mg DQO/l. El empaque fue tezontle de 2.5 a 3.5 cm de diámetro. El volumen total, útil y de empaque fue de 8, 5.2 y 2.8 litros respectivamente.

2.3 Técnicas analíticas

En la tabla 2.2 se muestran los parámetros determinados en cada una de las etapas del estudio.

Tabla 2.2 Parámetros determinados en cada etapa del estudio

Parámetro	Etapa 1 Degradación del RA 151	Etapa 2 Degradación del efluente textil
●Color (máximo de absorción) (unidades platino/cobalto)	X	X
●SSV	X	X
●Adsorción	X	
●Nitrógeno	X	
●Aislamiento e Identificación de los microorganismos	X	
●Biodegradabilidad anaerobia	X	
●Producción de CO ₂	X	
●Actividad respirométrica	X	
●DQO	X	X
●Sulfatos y fosfatos		X

2.3.1 Color

2.3.1.1 Color (máximo de absorción)

La concentración del colorante se determinó de la siguiente manera: se tomaron muestras diariamente del sobrenadante del reactor, se adicionó 5 ml de metanol a cada muestra y se centrifugaron durante 15 min. a 4,500 r.p.m. Posteriormente, se midió la absorbancia en un espectrofotómetro (Beckman, DU Series 600). La concentración del colorante se obtuvo por medio de una curva de calibración. También, se siguió el espectro de absorbancia del efluente entre 200 y 800 nm para observar la posible formación de metabolitos intermedarios.

2.3.1.2 Color (unidades platino/cobalto)

Se determinó de acuerdo con un método espectrofotométrico, Kit Hach, basado en APHA (1992).

2.3.2 Sólidos Suspendidos Volátiles (SSV)

Se determinaron de acuerdo con APHA (1992) para medir la eficiencia de sedimentación del sistema utilizado. Además, esta determinación se realizó debido a que de forma indirecta nos indica la concentración de biomasa en el efluente.

2.3.3 Prueba de adsorción

Se realizó una prueba de adsorción al empaque utilizado en el biofiltro. Se utilizó el método recomendado por la norma ASTM D-3860-89 para construir la isoterma de adsorción (ASTM, 1990).

1. Se pesó determinada cantidad de empaque (tezontle), previamente lavado con agua destilada y secado a 150 ° C durante 24 horas antes de usarlo.
2. Se colocaron las diferentes cantidades de tezontle en vasos de precipitado y se adicionó solución de colorante con una concentración conocida (50 mg/l).
3. Los vasos se pusieron en un equipo de jarras para agitarlos durante dos horas.
4. Se tomaron muestras de cada uno de los vasos y se determinó la concentración de colorante remanente.

Los cálculos fueron los siguientes:

1. Se calculó X/M para cada uno de los puntos con la siguiente ecuación

$$X/M = (C_0 - C_e)V/M \quad (1)$$

Donde C_0 = Concentración inicial de la solución utilizada

V = Volumen de la solución utilizada en la prueba

M = Peso en gramos de tezontle

C_e = Concentración al equilibrio

2. Se graficó $\log (X/M)$ vs $\log C_e$

3. Se realizó la regresión lineal y se obtuvo el valor de las constantes de la ec. de Freundlich

$$\log (X/M) = \log K_f + 1/n \log C_e \quad (2)$$

Donde K_f = capacidad de sorción (mg/g)

$1/n$ = intensidad de adsorción

2.3.4 Determinación de nitrógeno

Nitrógeno en forma Amoniacal ($N-NH_4^+$)

Las muestras se destilaron en condiciones básicas. El destilado se recibió en una solución indicadora de ácido bórico y posteriormente ésta mezcla se tituló con ácido sulfúrico (H_2SO_4) 0.02 N (APHA, 1992).

Nitrógeno en forma de nitratos

Se determinaron por el método espectrométrico ultravioleta selectivo de acuerdo con APHA (1992). Las muestras se leen a 220 nm y para obtener la concentración de nitratos se realiza una curva de calibración.

Nitrógeno en forma de nitritos

Se utilizó un método reflectométrico, el cual es una modificación de la técnica propuesta por APHA (1992). Consiste en hacer reaccionar los nitritos con aminas aromáticas para formar una sal de diazonio, la cual reacciona con el N-1-naftil-etilendiamino para formar un colorante azo rojo violeta. Este compuesto se lee en un reflectómetro RQ-flex (Merck) para obtener la concentración de nitritos.

2.3.5 Aislamiento e identificación de microorganismos (bacterias)

-Siembra

Se obtuvo una muestra de 2 empaques del reactor cepillando los empaques con un escobillón estéril, en condiciones asépticas. La muestra se sembró en Agar R2A (Tabla 2.3) con 0.1 mg/l de colorante.

Tabla 2.3. Composición del medio Agar R2A

Compuesto	Cantidad (g)
Extracto de levadura Bacto	0.5
Peptona proteasa Bacto No. 3	0.5
Ácido casamino Bacto	0.5
Dextrosa Bacto	0.5
Almidón soluble	0.5
Piruvato de sodio	0.3
Fosfato de potasio dibásico	0.3
Sulfato de Magnesio	0.05
Agar Bacto	15

La siembra se realizó por triplicado y utilizando el método de placa fluida. Se realizaron 3 diluciones (10^{-1} , 10^{-2} y 10^{-3}), utilizando como agua de dilución la solución de nutrientes en las proporciones adicionadas al reactor. Las cajas sembradas se incubaron a 35 ° C durante 72 horas.

Para comprobar la esterilidad del medio y de los blancos del agua de dilución, así como la de las cajas petri, las pipetas y el aire de la habitación, se prepararon controles testigo.

Aislamiento

A partir de las colonias crecidas en agar R2A, se procedió a realizar el aislamiento de aquellas colonias con características morfológicas diferentes. Para lograr esto cada colonia se resembró en agar R2A con la ayuda de la técnica de estriado continuo o estriado en cuadrantes (Ramírez *et al.* 1996). Este procedimiento se repitió varias veces hasta lograr el aislamiento de las colonias.

Identificación

Para la identificación de las especies de bacterias se realizó una tinción Gram. Debido a que todas las cepas aisladas fueron Gram negativas se utilizó el sistema API 20 E, descrito por API (1990). El sistema sirve para la identificación de enterobacterias y otras bacterias Gram negativas. Se basa en el metabolismo de las bacterias y consta de 23 pruebas bioquímicas miniaturizadas y estandarizadas. Cada prueba se realiza en microtubos que contienen sustancias deshidratadas, éstas sustancias son reconstituidas adicionando la suspensión celular. Las pruebas del sistema son o-nitrofenil beta-galactosidasa (ONPG), lisina descarboxilasa (LDC), utilización de citratos (CIT), producción de sulfuro de hidrógeno (H_2S), fermentación de glucosa (GLU), sorbitol (SOR), arabinosa (ARA), citocromo oxidasa (OX), arginina (AR), ureasa (URE), triptofano (TDA), indol (IND), acetoina (VP), gelatinasa (GEL), manitol (MAN), inositol (INO), ramnosa (RHA), sacarosa (SAC), melobiosa (MEL), amigdalina (AMY) y ornitina (ODC).

Una vez realizadas las pruebas, se evalúan y se clasifican como positivas o negativas. Se construye un perfil de dígitos y se recurre al Manual API 20 E para obtener las especies de las bacterias.

2.3.6 Biodegradabilidad anaerobia

La técnica consistió en poner en contacto a los microorganismos con el tóxico (en este caso con el colorante) bajo condiciones anaerobias con pH y temperatura controlados.

La prueba se realizó en botellas serológicas con una capacidad de 160 ml y el medio mineral se preparó de acuerdo con Balch *et al.* (1976). Se utilizó como inóculo la biomasa del reactor, para lo cual se tomaron algunos empaques con biomasa y en condiciones asépticas se adicionaron en las botellas serológicas. Se realizaron 2 pruebas con diferentes relaciones sustrato/microorganismo (So/Xo). Para una de las pruebas la relación fue de 4.5 con una concentración de colorante de 24.3 mg/l y una concentración de inóculo como SSV de 5.4 mg/l. Para la otra prueba la relación fue de 0.7 con 50.40 mg/l de colorante y 72 mg/l de SSV.

Las botellas se inocularon en una cámara anaerobia y posteriormente se taparon con septos de hule y sellos de aluminio, se agitaron y se colocaron en incubación a 37 °C. La prueba se realizó por triplicado y se tomaron muestras del sobrenadante a las 24 y 48 horas para determinar color con la técnica de extracción con metanol antes mencionada.

2.3.7 Producción de dióxido de carbono

Esta prueba se realizó para confirmar la mineralización del colorante RA 151. La prueba consistió en la cuantificación del CO₂ producido durante la biodegradación del colorante de acuerdo con OCDE (1981). El arreglo experimental se presenta en la

fig. 2.3 en donde se observa que posterior a una trampa de algodón se encontraba un matraz con hidróxido de sodio 0.1 N para que el CO_2 que proviniera del aire reaccionara y no se cuantificara como CO_2 producido por los microorganismos. Posteriormente, se tenía el sistema en donde se encontraban los microorganismos reaccionando con el colorante. El CO_2 producido por el metabolismo de los microorganismos fue atrapado en una solución de hidróxido de bario 0.025 N. El hidróxido de bario reaccionó con el CO_2 y se produjo carbonato de bario, el cual es insoluble en agua y precipita. El hidróxido de bario que no reaccionó con el CO_2 se tituló con ácido clorhídrico 0.05 N y se obtuvo la cantidad de CO_2 producido. Para convertir los mililitros de ácido clorhídrico a CO_2 se multiplica por un factor de 1.1, el cual se obtiene al multiplicar la normalidad del HCl por los mililitros de HCl utilizados en la titulación divididos entre 2 y todo esto multiplicado por el peso molecular del dióxido de carbono.

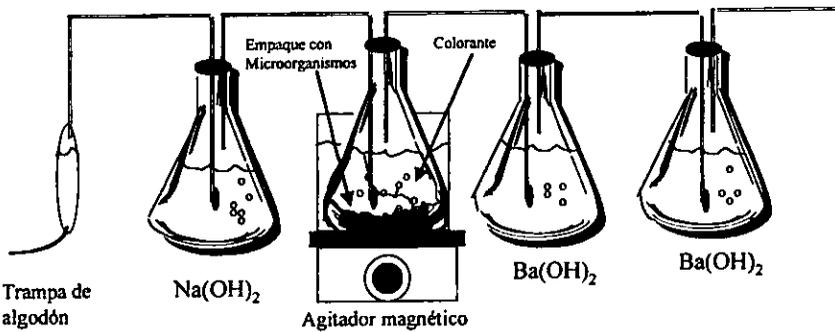


Fig. 2.3 Sistema utilizado para la cuantificación de CO_2

2.3.8 Actividad respirométrica

Es una prueba que de forma indirecta nos indica la actividad de los microorganismos. Consiste en medir el consumo de oxígeno durante la degradación de una fuente de carbono (en este caso del colorante RA 151). La prueba se realizó a 25 °C, con

agitación y con solución de nutrientes (previamente saturada de oxígeno) en las mismas proporciones que se utilizaron para la alimentación del reactor. Los microorganismos se pusieron en contacto con la fuente de carbono (previamente saturada de oxígeno) en un reactor pequeño totalmente sellado. El oxígeno disuelto fue registrado por un electrodo (YSI Modelo 01971-00) que se encontraba dentro del reactor pequeño.

Durante todo el estudio se realizaron las determinaciones con y sin fuente de carbono. Además, se realizaron pruebas con un sustrato fácilmente degradable como el acetato de amonio. Se construyeron gráficas de concentración de oxígeno contra tiempo y se obtuvieron las pendientes. De este modo se obtuvo la tasa de consumo de oxígeno ($\text{mg O}_2/\text{l}\cdot\text{min}$) y se graficó contra el tiempo de operación del reactor.

2.3.9 Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Se determinó por un método espectrofotométrico, Kit Hach, basado en APHA (1992). Es un método colorimétrico a reflujo cerrado y consistió en poner la muestra en una solución de ácido sulfúrico y dicromato de potasio. Se realizó una digestión y posteriormente se leyó la muestra en un espectrofotómetro HACH DR 2000, el cual proporcionó directamente la concentración de DQO en mg/l .

2.3.10 Sulfatos y fosfatos

Determinados por medio de un método espectrofotométrico, Kit Hach, basado en APHA (1992).

CAPÍTULO 3

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Rojo Ácido 151

El sistema piloto funcionó durante 667 días, en los cuales se probaron concentraciones del colorante de 25 y 50 mg/l y se disminuyó el tiempo de retención hidráulica de 32 a 16, 10.6 y 5.3 horas, que corresponden a ciclos de 24, 12, 8 y 4 horas respectivamente. Durante el tiempo que funcionó el reactor, se observaron 2 fenómenos uno de adsorción y otro de degradación.

3.1.1 Proceso de adsorción del colorante RA 151

Durante 579 días el colorante RA 151 se alimentó a una concentración de 25 mg/l. La duración de los primeros 6 ciclos fue variable (de 22 a 10 días) dependiendo del tiempo necesario para obtener el 70 % o más de remoción de color (Fig. 3.1 y 3.2). En dichas figuras se puede observar la normalización de los datos (S/S_0), es decir se dividió la concentración residual del colorante (S) entre la concentración inicial (S_0); ésto con el fin de entender mejor los datos.

Para los ciclos 7, 8 y 9 (Fig. 3.2) el tiempo de eliminación del colorante fue de 24 horas, lo cual indica que los microorganismos pudieron aclimatarse al colorante. Este proceso de aclimatación puede durar horas, semanas o meses dependiendo de la calidad y cantidad de inóculo así como del compuesto utilizado. Es decir, los microorganismos necesitan determinado tiempo para producir enzimas con actividad catalítica de modo que los microorganismos pueden degradar el nuevo compuesto (Buitrón y Capdeville, 1995). Otra razón puede ser el tiempo necesario

para que una población minoritaria capaz de degradar los colorantes llegue a ser la población mayoritaria.

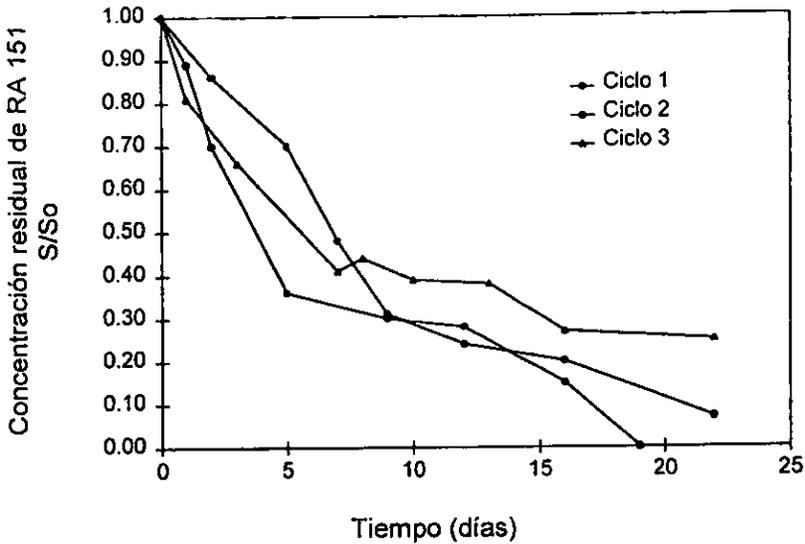


Fig. 3.1. Cinética de eliminación del colorante RA 151 del ciclo 1 al 3

El hecho de haber obtenido en el primer ciclo una tasa más alta que en los ciclos 2, 3 y 4 (Fig. 3.4) se puede explicar por la adsorción del colorante sobre la biomasa y el material de soporte. Para obtener la cantidad de colorante adsorbido en el empaque, se realizó una prueba de adsorción. Se obtuvo un valor para la constante K_f de la ecuación de Freundlich de 0.61 mg de colorante adsorbidos por gramo de tezontle (Fig. 3.3). Con este valor se calculó que la cantidad necesaria de colorante (1.90 %) para saturar el empaque se alcanzó en el ciclo 9 (día 110 de operación, fig. 3.4).

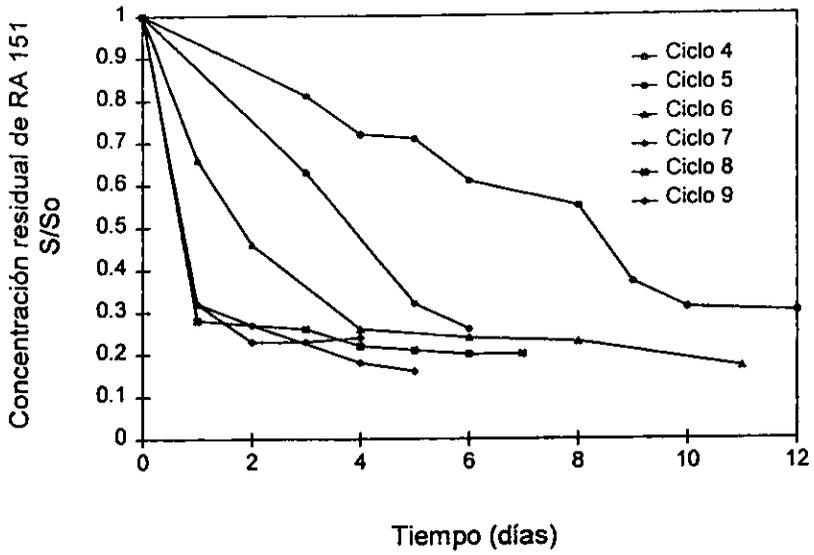


Fig. 3.2 Cinética de eliminación del colorante RA 151 del ciclo 4 al 9

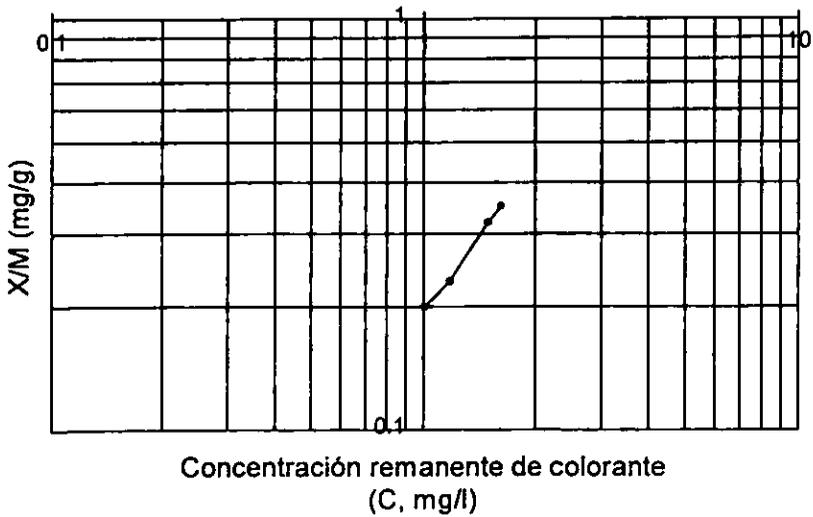


Fig. 3.3. Curva de adsorción del empaque (tezontle)

Cruz (1999) menciona que en un sistema SBR se adsorbieron 1040 mg de colorante azul disperso 79 por cada gramo de tezontle. Esto significa que el 1 % del colorante adicionado al sistema fue adsorbido. Mientras que Vite (1998) obtuvo una k_f de $4.5 \cdot 10^{-28}$ y la cantidad, en este caso, de fenoles adsorbida en el tezontle durante 9 días de operación fue del 2 %. Lo anterior concuerda con lo mencionado por Ibarra (1998), es decir, que la cantidad de material adsorbido depende del tipo y la cantidad de tóxico, así como del tipo de material que funciona como adsorbente. Sin embargo, se podría decir que el tezontle es un material con poca capacidad de adsorción, ya que la ecuación de Freundlich indica que el tipo de adsorción que presenta el material estudiado en el presente trabajo corresponde al Caso 1 en el cual n es menor a 1 y representa una isoterma no lineal (Fig. 3.3). Esto significa que a concentraciones altas de adsorbato, llega a ser más difícil la adsorción de moléculas adicionales (Ibarra, 1998). En el presente trabajo fue conveniente utilizar un empaque con poca capacidad de adsorción, ya que se deseaba la mineralización del colorante por medio de los microorganismos y no la adsorción.

3.1.2 Proceso de degradación

La figura 3.4 nos muestra la evolución de la tasa volumétrica de degradación del colorante (qV) durante los 667 días de operación. Dicha qV se calculó dividiendo lo que se obtuvo de la diferencia de las concentraciones (inicial y final) entre el tiempo. Para el día 22 de operación del reactor (ciclo 1) la qV fue de $12.44 \text{ mg/d} \cdot l_{\text{reactor}}$ mientras que para los ciclos 2, 3 y 4 la tasa disminuyó a 8.89, 3.11 y $1.63 \text{ mg/d} \cdot l_{\text{reactor}}$ respectivamente. Es decir, los primeros 3 ciclos presentan una tasa de remoción más alta que en los ciclos posteriores. Esto es debido a que el principal fenómeno realizado fue la adsorción, ya que los microorganismos no pudieron aclimatarse en un periodo de tiempo tan corto. Posterior al ciclo 4 la tasa de remoción fue aumentando, lo cual indica que el material de empaque quedó saturado y el principal fenómeno fue la biodegradación.

Después del ciclo 30 (día 171) la tasa de remoción se incrementó a $12.82 \text{ mg RA } 151/\text{d}\cdot\text{l}_{\text{reactor}}$ alcanzando eficiencias de remoción superiores al 70 % en 24 horas, por lo que a partir de ese momento el biofiltro fue operado con tiempos de reacción de 24 horas. Bajo esta condición se obtuvo una tasa máxima de degradación de $41 \text{ mg RA } 151/\text{d}\cdot\text{l}_{\text{reactor}}$.

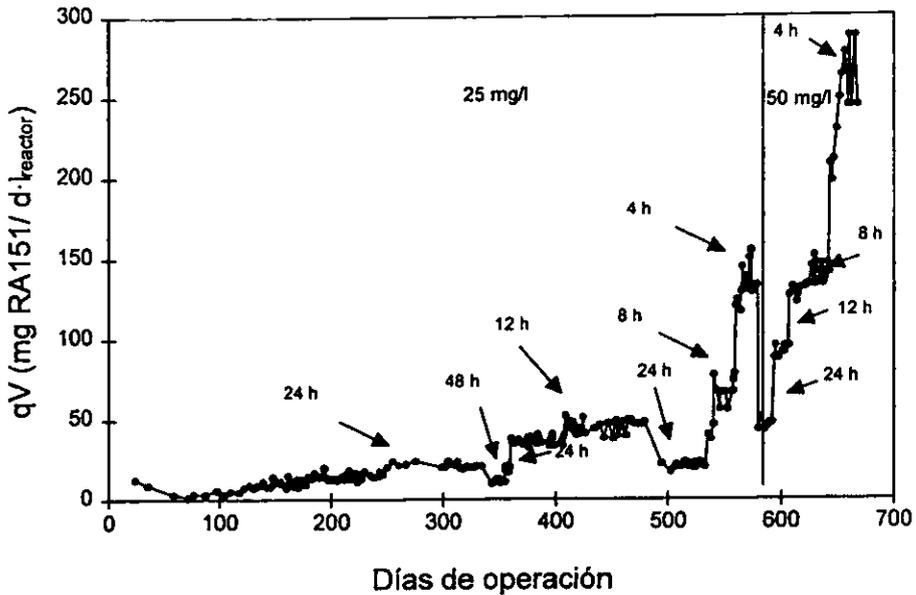


Fig. 3.4. Tasa de degradación del colorante RA 151 en 667 días de operación

Como se puede observar para el día 343 hubo una disminución en la tasa de degradación. Esto fue debido a un problema técnico que se tuvo durante la operación del sistema (aumento de temperatura de 24 a 28 $^{\circ}\text{C}$). Por esa razón el tiempo de reacción se aumentó a 48 horas y posteriormente se disminuyó a 24 y 12 horas. Con este último tiempo de reacción se obtuvo una máxima tasa de degradación de $52.51 \text{ mg RA } 151/\text{d}\cdot\text{l}_{\text{reactor}}$.

Para el día 499 nuevamente se tuvo un problema de aumento en la temperatura (24 a 29 $^{\circ}\text{C}$), por lo que se operó el reactor con tiempos de reacción de 24 horas.

Posteriormente, se redujo dicho tiempo a 12 y 8 horas, bajo estas condiciones se obtuvo una máxima tasa de degradación de $70 \text{ mg RA } 151/\text{d} \cdot \text{l}_{\text{reactor}}$. Como se observa el aumento de temperatura afecta la tasa de degradación, sin embargo los microorganismos mostraron una buena capacidad para recuperarse.

Posteriormente, el tiempo de reacción se redujo a 4 horas, con el cual se obtuvo una tasa máxima de degradación de $150 \text{ mg}/\text{d} \cdot \text{l}_{\text{reactor}}$. Por lo tanto para una concentración de $25 \text{ mg RA } 151/\text{l}$ la máxima tasa de degradación se obtuvo con ciclos de 4 horas.

Del día 580 al 667 se muestra el comportamiento del reactor con la concentración de $50 \text{ mg}/\text{l}$ y los ciclos de 24 a 4 horas. La tasa máxima de degradación bajo estas condiciones fue de $288 \text{ mg}/\text{d} \cdot \text{l}_{\text{reactor}}$.

En la fig. 3.5 se muestran los porcentajes de degradación del colorante, los cuales estuvieron comprendidos entre el 60 y 99 % con un promedio de 85 %. Como se puede observar para los primeros 12 ciclos, el porcentaje de degradación fue en promedio de 70 %. Sin embargo, para los días posteriores las eficiencias fueron superiores a dicho valor.

Los porcentajes más altos (99 %) se obtuvieron con la concentración de $25 \text{ mg}/\text{l}$ de colorante en ciclos de 24 horas (del día 359 al 409).

Cabe mencionar que las eficiencias de degradación disminuían en el momento de aumentar la concentración de colorante o bajar el TRH. Sin embargo, el proceso mantuvo las eficiencias en valores superiores al 85 % para la mayor parte de los días de operación.

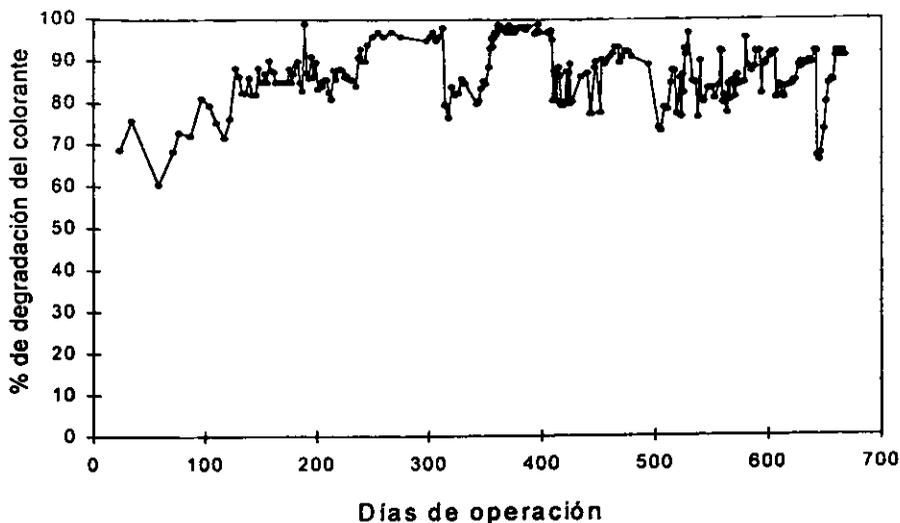


Fig. 3.5. Porcentajes de degradación del colorante RA 151

3.1.3 Producción de biomasa

La concentración de biomasa en el efluente del reactor se determinó como Sólidos Suspendidos Volátiles (SSV), que de forma indirecta nos indica la cantidad de biomasa producida por el sistema. Como se observa en la Fig. 3.6, se obtuvo que para los primeros días de operación la concentración fue relativamente alta (80 mg/l), esto debido a que la biomasa no tenía la capacidad de adherirse al empaque, lo cual presenta un sistema parecido a los de biomasa en suspensión. Después del ciclo 11 de operación (día 117) la concentración de SSV en el efluente fue inferior a 10 mg/l, lo cual nos indica que los microorganismos pudieron adherirse al empaque.

Es importante mencionar que el comportamiento anterior (concentración baja de SSV) se mantuvo durante todo el tiempo que se siguió el reactor (667 días). Los

resultados anteriores nos indican la estabilidad de la biopelícula en el soporte, además se obtuvo un efluente de buena calidad.

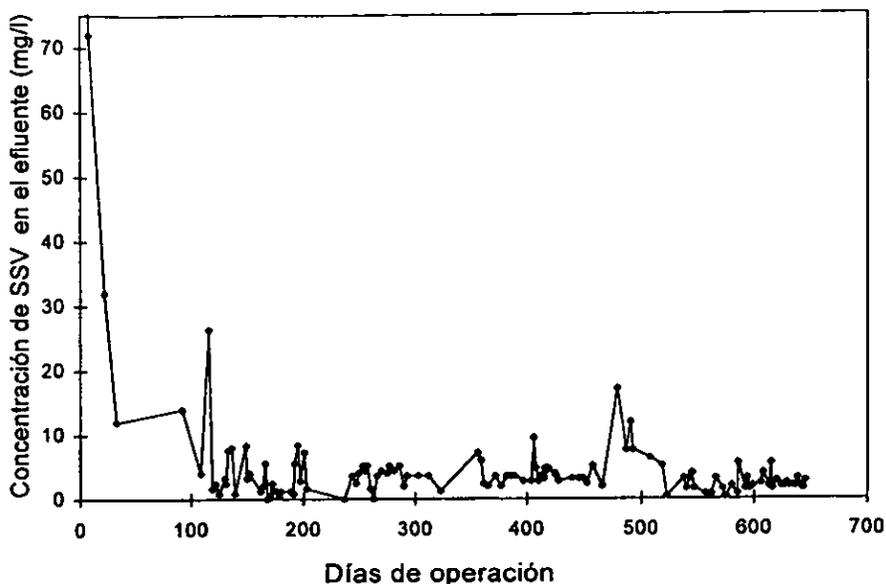


Fig. 3.6. Comportamiento de los SSV en efluente durante la degradación del RA

151

Se ha observado que durante los procesos aerobios, más aún en presencia de sustratos fácilmente degradables, se producen grandes cantidades de biomasa, esto como resultado normal del metabolismo de los microorganismos (Metcalf y Eddy, 1991). Esta producción de lodos tiene como consecuencia el taponamiento de los sistemas de tratamiento y por lo tanto la necesidad de realizar retrolavados constantes. El comportamiento de los SSV en el sistema aquí estudiado nos indica que bajo las condiciones de este trabajo el sistema SBR es una buena alternativa para la aclimatación de los microorganismos y que no es necesario realizar retrolavado con frecuencia, ya que no existe una alta producción de biomasa. En general se ha visto que la degradación de tóxicos genera poca

biomasa ya que la mayor parte del carbono se utiliza para formar parte del CO₂ (Buitrón, 1993).

3.1.4 Mineralización del colorante

En muchos estudios se ha mencionado la decoloración de colorantes azo en condiciones aerobias (Cripps *et al.* 1990; Ghoropade, 1993; Jian y Bishop, 1994; Coughlin *et al.* 1997; Tepper *et al.* 1997). Pero, es muy importante asegurar la mineralización (formación de dióxido de carbono y agua) de dichos colorantes azo. Es decir, que no se lleve a cabo la producción de compuestos intermedarios o carcinógenos que no se puedan mineralizar. Algunos compuestos carcinogénicos tales como el ácido sulfanílico, sulfanilamida, ácido benzensulfónico y acetanilida son ejemplos de ellos (Goszcynsky *et al.*, 1994; Spadaro y Reganathan, 1994; Coughlin *et al.*, 1997). En el presente trabajo se realizaron 2 pruebas para asegurar la mineralización del colorante RA 151.

La primer prueba se realizó para investigar la presencia de posibles subproductos para lo cual se realizó un análisis espectral en luz ultravioleta (UV) y visible (VIS) de 200 a 700 nm. La segunda prueba consistió en cuantificar el CO₂ producido durante la degradación del colorante.

Formación de subproductos

Prueba 1) En las figuras 3.7, 3.8 y 3.9 se observa el espectro de varias muestras (ciclos 15, 106 y 193). Los espectros corresponden a la concentración de 25 mg/l

con tiempos de reacción de 48 y 24 horas y concentración de 50 mg/l con tiempo de reacción de 12 horas. Como se puede observar para el tiempo cero aparecen tres picos, los que aparecen a 364 y 510 nm pertenecen al colorante RA 151 y el pico pequeño que aparece a 250 nm corresponde a una de las sales presente en la solución de nutrientes de la alimentación. La máxima absorbancia del RA 151 se obtuvo a 510 nm. Después de 48, 6 y 4 horas respectivamente, la absorbancia disminuyó de modo que la concentración fue muy pequeña, lo que nos indica la eliminación del colorante. Después de dicha eliminación, no se observan nuevos picos que pudieran indicar la presencia de subproductos.

Cabe mencionar que durante todos los días de operación del reactor se realizó el análisis espectral y en ningún caso se registró la formación de nuevos picos que indicaran la presencia de subproductos.

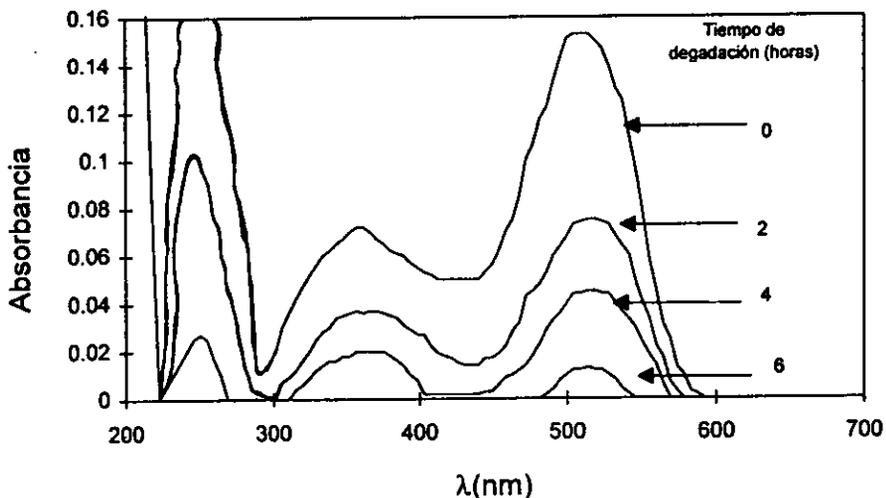


Fig. 3.7. Espectro de una muestra de colorante RA 151 en el ciclo 15

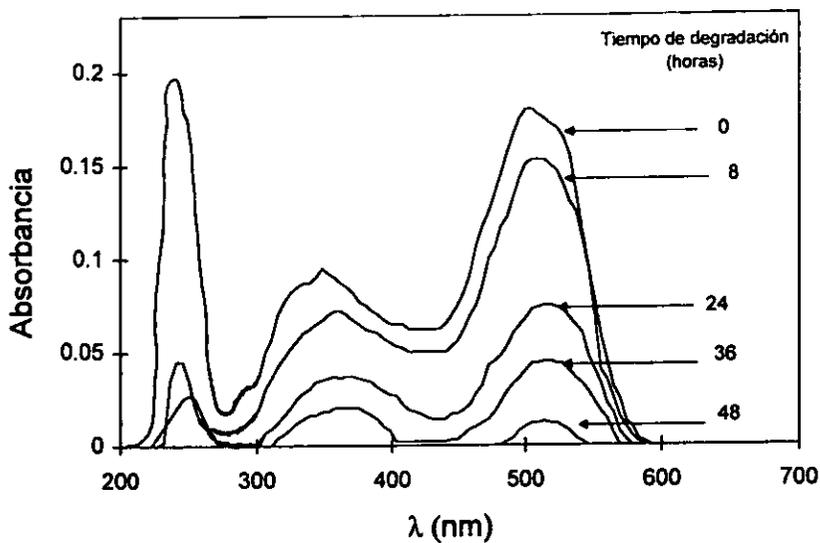


Fig. 3.8. Espectro de una muestra de colorante RA 151 en el ciclo 106

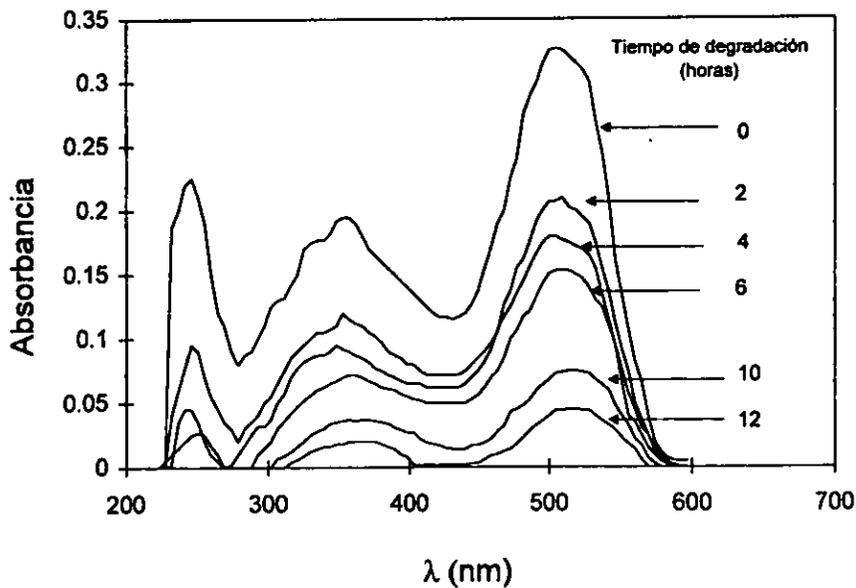


Fig. 3.9. Espectro de una muestra de colorante RA 151 en el ciclo 193

Producción de CO₂

Prueba 2) Se realizó la prueba de cuantificación de CO₂ en los días 250, 450 y 660, con el fin de comprobar la mineralización del colorante. Se cuantificó el CO₂ producido en presencia y ausencia del colorante (Tabla 3.1). Es decir, se tomó en cuenta el CO₂ producido por la respiración endógena. Los resultados indicaron que el 73 % (como carbono) del colorante inicial fue mineralizado y que por lo tanto no se formaron productos intermedios tóxicos o carcinógenos (aminas). El 27 % restante probablemente se utilizó para la formación de biomasa.

Tabla 3.1. Producción de CO₂ debida a la degradación del colorante RA151

Conc. inicial de colorante (mg/l)	Día de operación	CO ₂ Total (mg/l)	CO ₂ (mg/l) sin RA 151	CO ₂ (mg/l) con RA 151	CO ₂ producido (%)
25	250	3.85	0.49	3.36	72.72
50	450	8.70	0.91	7.79	73.30
50	660	8.96	1.20	7.76	73.00
Promedio					73.00
Desv. Est.					0.24

3.1.5 Actividad de los microorganismos

Durante la degradación del colorante RA 151 fue necesaria la presencia de oxígeno, ya que en un proceso aerobio se utiliza como último aceptor de protones. Es decir, se puede observar de manera indirecta la actividad de los microorganismos midiendo el consumo de oxígeno.

En la fig. 3.9 se puede observar la tasa de consumo de oxígeno durante la degradación del colorante RA 151. Los resultados indican cómo los microorganismos se fueron adaptando a su nueva fuente de carbono (RA 151). Se midió la tasa de consumo de oxígeno en presencia de colorante RA 151 y de acetato de amonio, el cual es una fuente de carbono fácilmente degradable.

Para los primeros 50 días de operación del reactor la actividad fue más alta en presencia de acetato de amonio que en presencia de RA 151. Se obtuvieron valores máximos de 0.18 y 0.04 mg O₂/l·min respectivamente. Posteriormente, disminuyó la actividad debida al acetato de amonio y aumentó considerablemente la debida al colorante. Como máximo valor para esta última fuente de carbono se obtuvo 0.54 mg O₂/l·min.

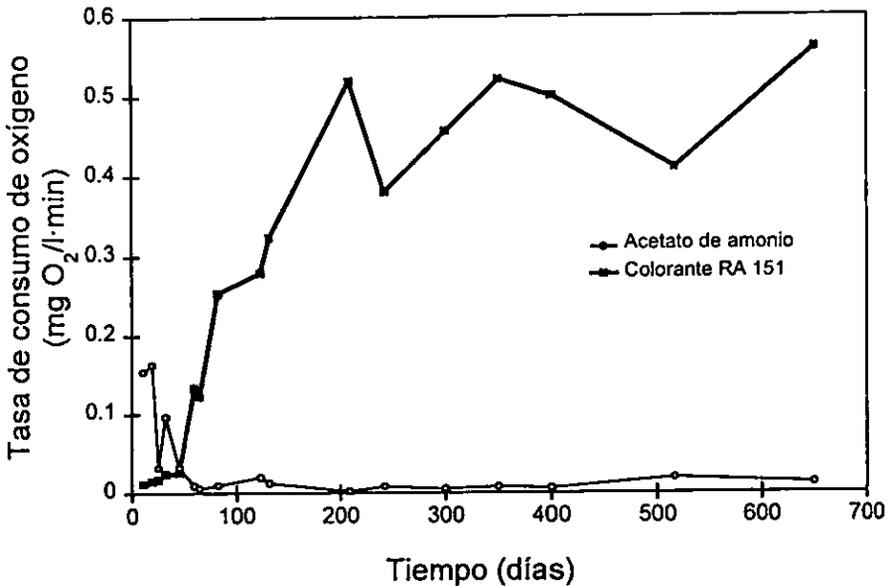


Fig. 3.10. Actividad de los microorganismos en presencia de acetato de amonio y RA 151

Si se compara la actividad sin fuente de carbono (endógena) con la actividad con fuente de carbono (RA 151) y la debida al acetato de amonio en el día 100 de operación (Fig.3.11), se puede decir que a partir de esta fecha, la actividad debida al acetato (0.0095 mg O₂/l·min) es aún más pequeña que la actividad endógena (0.1041 mg O₂/l·min) lo cual podría indicar que conforme los

microorganismos se adaptan a su nueva fuente de carbono, el acetato de amonio se vuelve menos fácilmente biodegradable.

3.1.6 Balance de nitrógeno

De acuerdo con los resultados obtenidos (Tabla 3.2), en la alimentación no se encontró nitrógeno en forma de nitratos ($N-NO_3^-$) y nitritos ($N-NO_2^-$). En el caso del nitrógeno en forma de ion amonio ($N-NH_4^+$), el cual fue adicionado como parte de la solución de nutrientes, se encontró una concentración de 1.68 mg/l. El nitrógeno presente en las dobles ligaduras del colorante no se cuantificó, pero se obtuvo su concentración (0.87 mg/l) de manera indirecta por la concentración de colorante adicionado (dato teórico).

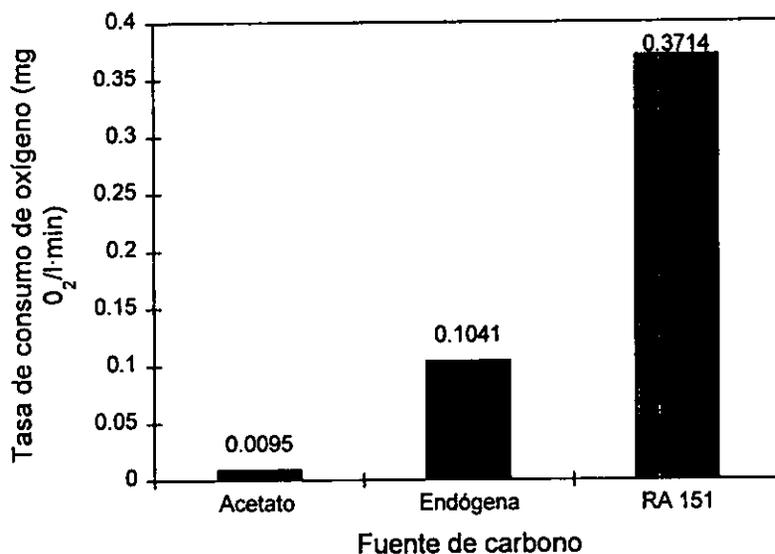


Fig. 3.11. Actividad de los microorganismos con y sin fuente de carbono

En el efluente se obtuvo una pequeña concentración de nitrógeno en forma de nitratos (0.22 mg/l), y la concentración de nitrógeno presente en las dobles ligaduras nuevamente se obtuvo de forma indirecta (dato teórico) de la concentración de colorante residual (no biodegradado).

Entonces se puede decir que la concentración total de nitrógeno que entró al sistema fue de 7.76 mg/l, lo que corresponde al 100 %. Por lo tanto, la concentración de nitratos y de nitrógeno presente en las dobles ligaduras en el efluente corresponden a un 2.83 y 11.21 % respectivamente, del nitrógeno total que entró al sistema.

Tabla 3.2. Determinación del nitrógeno en sus diferentes formas

Forma del nitrógeno	Alimentación		Efluente	
	(mg/l)	(%)	(mg/l)	(%)
N-NH ₄ ⁺	1.68	21.64	0.00 (0.000)	0.00
N-NO ₃	0.00	0.00	0.22 (0.017)	2.83
N-NO ₂	0.00	0.00	0.00 (0.000)	0.00
N=N	6.08*	78.35	0.87 (0.000)	11.21
TOTAL	7.76	100.00	1.09 (0.017)	14.04

() Desviación estandar

Nota: Los resultados anteriores son el promedio de 5 muestras.

*dato teórico.

Del nitrógeno que entró al sistema se debe considerar una parte para la producción de células. Jawetz *et al.* (1987) menciona que el nitrógeno constituye de un 12 a 14 % del peso seco de la célula bacteriana típica.

En resumen, el 2.83 % del nitrógeno adicionado al sistema se transformó en nitratos, un 11.21 % permaneció como parte del colorante (nitrógeno con doble

ligadura) y un 14 % se pudo utilizar para la formación de células. Por lo tanto, se sabe que pasó con el 28 % del nitrógeno total que entró al sistema; caso contrario con el 71.96 % restante.

A continuación se mencionan 3 posibles rutas metabólicas en las que se involucra la presencia del nitrógeno y que pudieran llevarse a cabo durante la degradación del colorante RA 151 y de este modo explicar lo que pasó en el nitrógeno orgánico e inorgánico.

La primer posibilidad es que durante la degradación del colorante se produjera nitrógeno en forma molecular (N_2). Aunque la mayoría de los autores dedicados al estudio de la degradación de colorantes azo no realizan balance de nitrógeno, ni mencionan que en condiciones aerobias los colorantes se oxidan hasta CO_2 , H_2O y N_2 . Spadaro y Reganathan (1994) indica que en la degradación aerobia del Amarillo Disperso 3 se forman algunos compuestos como la 1,2 naftoquinona, acetanilida y nitrógeno molecular (Fig. 1.6). En este caso la degradación del colorante se realiza por la presencia de enzimas manganeso y ligninoperoxidasas presentes en el hongo *P. chrysosporium*.

Como se podrá observar posteriormente en el apartado 3.1.8.1 (Ruta metabólica propuesta para la degradación del colorante RA 151), existe la posibilidad de que se realice una ruta de degradación parecida a la propuesta por Spadaro *et al.* (1994). Si ese fuera el caso entonces parte del nitrógeno presente en el colorante se transformaría en N_2 .

La segunda posibilidad es que el nitrógeno en forma de amonio se oxidara a nitratos (nitrificación) y posteriormente se realizara una reducción a nitrógeno molecular (desnitrificación), ya que se ha observado que los agregados tienen la capacidad de realizar dichos procesos (Characklis y Wilderer, 1989). Si se hubiera

realizado dicho proceso (aunque en pequeño porcentaje) el nitrógeno molecular formado se incorpora a la atmósfera sin causar daños.

Existe una tercer posibilidad, la cual consiste en que se realizara un proceso de desnitrificación aerobia. Patureau *et al.* (1998) aislaron una bacteria gram negativa llamada *Microvirgula aerodenitrificans*, el cual es un microorganismo que tiene la capacidad de realizar desnitrificación aerobia y que es un tipo de metabolismo realizado debido a enzimas constitutivas periplásmicas llamadas azo reductasas. Dichos autores observaron que el porcentaje de reducción de nitratos es independiente de la concentración de oxígeno disuelto a concentraciones constantes de carbono y nitrógeno. La tasa de nitrato reducción es independiente de la concentración de oxígeno desde 7.0 hasta 4.7 mg/l, pero dicha tasa de nitrato reducción se incrementa en un 8 % a 2.3 mg/l, 14 % a 1 mg/l y a un 90 % a 0.4 mg/l. Además, mencionan que con el aumento de carbono y nitrógeno se incrementa el porcentaje de nitrato reducción.

Aun cuando no se buscó la presencia de la bacteria *Microvirgula aerodenitrificans* en el presente trabajo, existe la posibilidad de que se realice dicha desnitrificación aerobia, debido a las condiciones de concentración de oxígeno que se encuentran en el empaque poroso. Es decir que la concentración de oxígeno va disminuyendo conforme se llega a la superficie de dicho empaque.

Finalmente, no pudo ser posible que el nitrógeno que entró al sistema se quedara en forma de aminas o de otro compuesto intermediario, ya que la prueba de cuantificación de CO₂ mostró que el 73 % del colorante (como carbono) adicionado al sistema se degradó hasta CO₂.

Después de realizar el análisis anterior y de estudiar las diferentes posibilidades por las cuales se pudo eliminar el nitrógeno. Se debe considerar que la desnitrificación (anóxica) fue el mecanismo que prevaleció en el sistema, ya que

en el empaque existen zonas que pueden estar limitadas en oxígeno como lo demuestran los estudios realizados por Chen *et al.* (1980). Dichos autores encontraron que en una biopelícula, la concentración de oxígeno decrece rápidamente hasta 0.2 mg/l a una profundidad de 1.5 mm.

También Kühl y Jorgensen (1992) encontraron que la concentración de oxígeno disminuye hasta 0.8 mg/l a una profundidad de 0.2 mm.

3.1.7 Biodegradabilidad anaerobia

Como ya se mencionó anteriormente, la distribución de la concentración de oxígeno en la biopelícula formada en un empaque, no es homogénea. Por lo tanto, existe la posibilidad de encontrar condiciones aerobias, anóxicas y anaerobias; sobre todo en el interior del empaque. De ser así se encontrarán las condiciones adecuadas para el establecimiento de bacterias facultativas y/o anaerobias.

Si lo anterior fuera cierto, la degradación del colorante RA 151 se podría realizar debido a un metabolismo combinado anaerobio/aerobio como lo demostró Zhang (1995). Es decir, que las bacterias anaerobias realicen el rompimiento del enlace azo para formar aminas y las bacterias aerobias oxiden dichos intermediarios hasta CO_2 y H_2O .

En las figuras 3.12 y 3.13 se puede observar el comportamiento de los microorganismos bajo condiciones anaerobias con una relación sustrato/microorganismo inicial (S_0/X_0) de 4.5 (Fig. 3.12) y 0.7 (Fig. 3.13). T_0 , $T(24 \text{ h})$, y $T(48 \text{ h})$ corresponden a las muestras tomadas al tiempo cero, a las 24 y 48 horas respectivamente. El comportamiento fue muy similar si se comparan las 2 relaciones S_0/X_0 . Es decir, la disminución del colorante, bajo dichas condiciones

anaerobias, fue pequeño. Las relaciones S_0/X_0 de 4.5 y 0.7 corresponden a una concentración de colorante de 24.3 y 50.40 mg/l y una concentración de SSV de 5.4 y 72 mg/l respectivamente. Sin embargo, como se puede observar (Tabla 3.3) la concentración inicial del colorante aumentó de 24.3 a 32.01 y de 50.40 a 81.74 mg/l. Este comportamiento se debe a la desorción del colorante por la manipulación de la biomasa o a las condiciones no adecuadas para los microorganismos. Es decir, condiciones que provoquen la muerte o lisis de las células como por ejemplo la diferencia en la concentración de oxígeno o la toxicidad de algunos subproductos (si se forman) liberados por los microorganismos durante la degradación anaerobia de los colorantes.

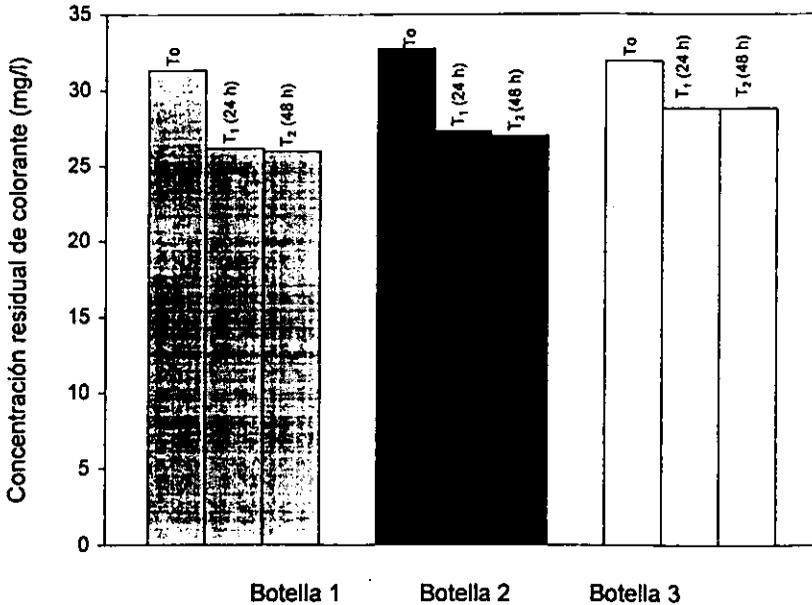


Fig. 3.12. Eliminación del colorante RA 151 en condiciones anaerobias con una relación S_0/X_0 de 4.5

En las pruebas de biodegradabilidad anaerobia es muy importante tomar en cuenta la relación S_0/X_0 , ya que se ha observado que influye en la tasa de producción de metano. De acuerdo con Buitrón y Moreno (1997) una relación de 5.0 es la más adecuada para obtener el valor más alto como tasa de producción de metano, en una prueba de biodegradabilidad anaerobia utilizando glucosa y fenol como fuente de carbono.

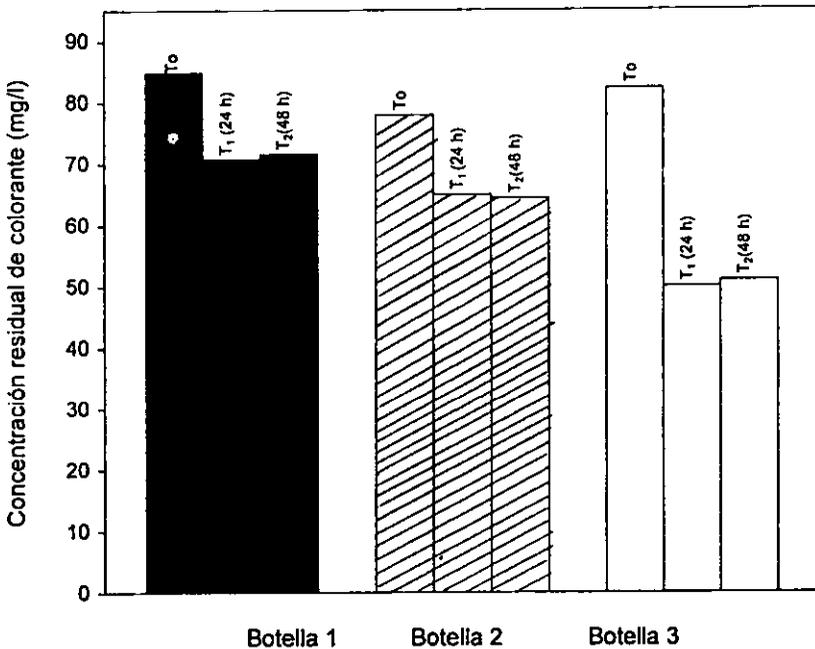


Fig. 3.13. Eliminación del colorante RA 151 en condiciones anaerobias con una relación S_0/X_0 de 0.7

En el presente trabajo, la prueba con una relación S_0/X_0 de 4.5 (Tabla 3.3) nos indica que la concentración inicial de colorante disminuye de 32.01 a 26.6 mg/l en 48 horas. Para el caso de la relación S_0/X_0 de 0.7, la concentración inicial de 81.74 mg/l disminuyó a 67.60 mg/l en 48 horas. Es decir, que los microorganismos

podieron eliminar el 16.86 y 16.71 % con la relación S_0/X_0 de 4.5 y 0.7 respectivamente.

Las pruebas de biodegradabilidad indican que la mayor parte de la degradación (84 %) no se realizó debido a un metabolismo anaerobio y el 16.36 % (promedio de las 2 relaciones utilizadas) de la degradación que se obtuvo en condiciones anaerobias se puede deber a bacterias facultativas, las cuales pueden sobrevivir bajo condiciones anaerobias entre los poros del empaque.

Tabla 3.3. Eliminación del colorante RA 151 en condiciones anaerobias

S_0/X_0	Colorante RA 151 (mg/l)		Conc. Residual (mg/l)		% eliminación	
	Concentración inyectada	Tiempo cero	24 horas	48 horas	24 horas	48 horas
4.50	24.30	32.01	26.77(0.56)	26.6(0.53)	16.36	16.86
0.70	32.01	81.74	68.31(4.67)	67.6(3.23)	16.64	16.71
Testigo (24 mg/l colorante)	24.30	24.30	24.00	24.00	0.00	0.00
Testigo (50 mg/l colorante)	50.40	50.40	50.40	50.40	0.00	0.00

()Desviación estándar

3.1.8 Caracterización de la biomasa

Durante los primeros días de operación del sistema los grupos de microorganismos presentes en el reactor incluían bacterias y protozoarios. Observaciones en el microscopio óptico mostraron algunos microorganismos típicos del tratamiento de lodos activados como protozoarios del género *Vorticella* y algunos ciliados. Además se observaron pequeñas estructuras en forma de cocos, los cuales indicaban la presencia de bacterias. Sin embargo, después de 90 días de operación del reactor los protozoarios desaparecieron. Para el día 350 de operación se aislaron los microorganismos adheridos en el empaque y se observó la presencia de 5 colonias con características de bacterias y una colonia con características de hongo.

En la Tabla 3.4 se muestran algunas de las características más importantes de las colonias y de los microorganismos. La bibliografía reporta que todos los microorganismos encontrados en el sistema tienen forma de bacilo. Sin embargo, en el caso del presente trabajo se observaron algunos microorganismos en forma de cocos; esto posiblemente se debe a que los microorganismos por estar en estrés reducen su tamaño y al microscopio óptico se observan tan pequeños que parecieran ser cocos. Este comportamiento concuerda con lo que encontró Meyer (1981). Él observó que existen efectos inhibitorios en la actividad y crecimiento de microorganismos, en presencia de colorantes a altas concentraciones.

Se realizó la identificación de las bacterias aisladas y las especies que se encontraron fueron *Pseudomonas aeruginosa*, *Flavobacterium meningosepticum* y *F. odoratum*, *Stenotrophomonas maltophilia* y *Tatumella ptyseos* (Tabla 3.5).

La colonia que presentó características de hongo fue sembrada en agar Sabouraud, que es un medio específico para hongos. Después de varios días de incubación se observó el crecimiento del hongo. Sin embargo, para los días posteriores se trató de

aislar nuevamente y no se obtuvo crecimiento alguno. Esto nos indicó que se trataba de una posible contaminación.

El día 667 de operación se realizó una segunda identificación de las bacterias presentes en el sistema. Los resultados muestran que las 5 especies encontradas el día 350 continuaban formando parte de la biopelícula. Sin embargo, para esta última identificación se pudieron aislar dos bacterias más; *Flaviomonas oryzihabitans* y *Erwinia* sp. (Tabla 3.5).

El hecho de haber encontrado otras bacterias como en el caso de *Flaviomonas oryzihabitans* y *Erwinia* sp, nos podría indicar que la técnica de aislamiento no es la más adecuada y que no permitió obtener todas las bacterias presentes en el empaque. El hongo aislado el día 350 de operación no se encontró en la muestra aislada del día 667, lo cual parece confirmar que su presencia fue causa de una contaminación.

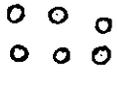
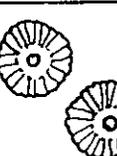
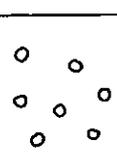
Aun cuando los géneros *Flaviomonas* y *Erwinia* no se han reportado como degradadores de colorantes azo, se ha observado que forman parte de consorcios degradadores de otros compuestos xenobióticos como los fenoles (González, 1996).

El género *Tatumella* incluye enterobacterias facultativa en forma de bacilo, pueden ser no móviles o móviles por un flagelo polar, subpolar o lateral. La especie *Tatumella ptyseos* es aislada generalmente de especímenes clínicos, en particular del tracto respiratorio (Bergey's, 1984).

Algunos de los géneros encontrados en el presente trabajo se han reportado como degradadores de compuestos xenobióticos como los colorantes y fenoles. Tal es el caso del género *Pseudomonas*, el cual se considera un grupo de organismos muy versátiles ya que se han encontrado durante la degradación de algunos colorantes azo (Zimmermann *et al.* 1982 y 1984; Cao *et al.* 1993; Ghoropade *et al.* 1993). También se

han encontrado como parte de la biomasa presente en la degradación de fenoles (González, 1996).

Tabla 3.4. Características de las colonias aisladas del sistema

Colonia No.	Esquema de las colonias	Características de las colonias	Forma del microorganismo
1		Forma: circular Borde: entero Elevación: convexa Color: crema	Cocos
2		Forma: circular Borde: entero Elevación: convexa Color: rosa	Cocos
3		Forma: circular Borde: entero Elevación: convexa Color: crema	Bacilos
4		Forma: circular Borde: entero Elevación: convexa Color: amarillo dorado	Bacilos
5		Forma: circular Borde: Ondulado Elevación: convexa Color: centro color crema y contorno transparente	Cocos
6		Forma: circular Borde: entero Elevación: convexa Color: Crema	Cocos
7		Forma: circular Borde: entero Elevación: convexa Color: Blanco	Cocos

Nota: Todos los microorganismos presentaron un comportamiento negativo ante la tinción Gram.

Tabla 3.5. Identificación de los microorganismos aislados en los días 350 y 667 de operación del reactor

Colonia No.	Especies aisladas el día 350	Especies aisladas el día 667
1	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
2	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>
3	<i>Flavobacterium meningosepticum</i>	<i>Flavobacterium meningosepticum</i>
4	<i>Flavobacterium odoratum</i>	<i>Flavobacterium odoratum</i>
5	<i>Tatumella ptyseos</i>	<i>Tatumella ptyseos</i>
6		<i>Flaviomonas oryzihabitans</i>
7		<i>Erwinia sp.</i>

Zimmermann *et al.* (1982 y 1984) observaron la presencia de azo reductasas en algunas bacterias degradadoras de colorantes azo. Estas enzimas rompen el enlace azo por una reacción reductiva.

En otros estudios se menciona que el género *Flavobacterium* tiene la capacidad de degradar colorantes azo, ya que produce enzimas extracelulares llamadas peroxidases (las cuales son parecidas a las encontradas en el hongo *Phanerochaete chrysosporium*) que son las responsables de la degradación de dichos compuestos (Cao *et al.* 1993).

En el presente trabajo, como ya se mencionó, se encontró la presencia de bacterias como *Pseudomonas* y *Flavobacterium*, es decir que existe la posibilidad de tener presentes enzimas reductasas (Zimmermann *et al.*, 1982) y por lo tanto un rompimiento del enlace azo por reducción y una posterior oxidación. Otra posibilidad es la presencia

de enzimas peroxidasas (Cao *et al.*, 1993) y por lo tanto una posibilidad de reacciones de oxidación o reducción.

Con base en la información anterior, se podría pensar que el colorante RA 151 se degradó de forma similar a la propuesta por Spadaro y Renganathan (1994) como se muestra en la figura 1.6 (pág. 14).

Después de realizar el análisis anterior, se puede concluir que la microbiología es una herramienta de gran importancia ya que ayuda a entender los mecanismos por medio de los cuales los microorganismos realizan la degradación, en este caso, de los compuestos xenobióticos. Además, es importante saber la forma en que realizan dicha degradación, ya que así se puede hacer más eficiente el tratamiento.

3.2 Efluente textil

3.2.1 Caracterización del lote de agua residual

Se estudio el proceso de degradación del efluente de una industria textil, el cual presentaba gran cantidad de flóculos coloreados formados por la fibra, por lo cual se realizó una filtración en una malla del número 20 y un poco de fibra de vidrio. Con ello el valor de DQO y SST disminuyó como se puede observar en la siguiente tabla.

Tabla 3.6 Concentración de DQO y SST del efluente textil

Parámetro (mg/l)	Sin filtración	Con filtración
DQO	4890	4200
SST	188	137

El efluente también presentaba en un 80 % colorantes básicos (Azul Básico 41, Rojo Básico 46 y 16 y Amarillo Básico 28 y 19). Además contenía ác. acético, humectantes y suavizantes. Un 10 % contenía colorantes ácidos y dispersos. La caracterización completa del efluente proporcionó los datos que se muestran en la Tabla 3.7.

Se realizó un barrido al efluente, con una previa extracción con metanol (1:5), en luz ultravioleta y visible. Se obtuvo un pico a 614 nm y otro con mayor absorbancia a 361 nm (Fig. 3.15).

Tabla 3.7. Caracterización del efluente textil

Parámetro	Valor
DQO (mg/l)	4200
Color (Pt/Co)	1765
Absorción 614 nm	0.1638
Absorción 361 nm	0.6375
pH	4.2
SST (mg/l)	137
SSV (mg/l)	8
SSF (mg/l)	129
Sulfatos (mg/l)	139
Fosfatos (mg/l)	21

3.2.2 Eficiencias de remoción

3.2.2.1 Degradación de carbono como DQO

El sistema funcionó durante 50 ciclos (65 días), en los cuales el reactor fue alimentado con las concentraciones de 300, 600, 800, 1200, 1500, 2000 y 2400 mg DQO/l. A las concentraciones de 300, 600, 800 y 1200 mg DQO/l se obtuvieron eficiencias de eliminación de DQO mayores al 86 % para todos los ciclos excepto para los dos últimos (Fig. 3.15).

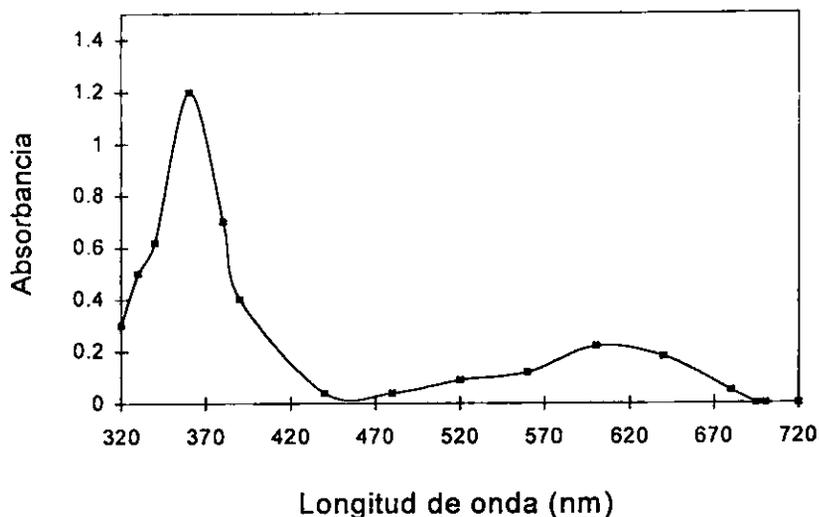


Fig. 3.14. Espectro en luz UV/Vis del efluente de la industria textil

Los microorganismos tardaron 24 horas para obtener dichas eficiencias de eliminación como DQO. Sin embargo, al aumentar la concentración a 1500 y 2000 mg DQO/l (ciclos 19 al 31) el sistema tardó más de 24 horas en degradar el 80 % de la DQO. Bajo estas condiciones la máxima eficiencia fue del 89 %.

Para la concentración de 2400 mg DQO/l (ciclos 32 al 37) el sistema necesitó hasta 55 horas para obtener el 80 % de degradación, además presentó la formación de turbiedad; lo cual afectó los valores de DQO final y la lectura de parámetros como Color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm. Cabe mencionar que la DQO final mostró valores de hasta 487 mg DQO/l.

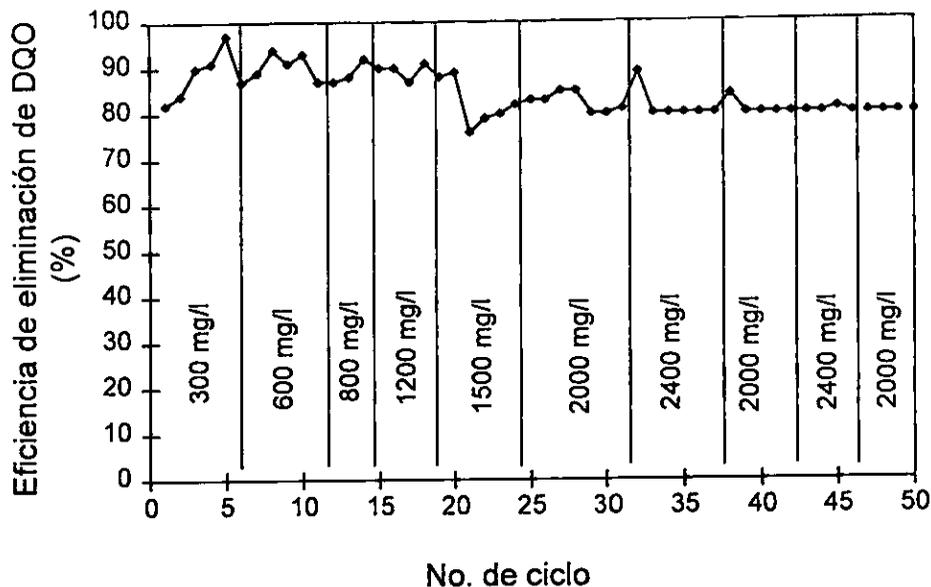


Fig. 3.15. Eficiencias de eliminación como DQO obtenidas en la degradación del efluente textil

Debido a lo anterior se decidió regresar a la concentración de 2000 mg DQO/l (ciclos 38 al 42). Durante 450 horas los microorganismos se aclimataron a dicha concentración. En este caso el sistema tardó 3 ciclos con tiempos de 150 horas cada uno para alcanzar porcentajes de degradación del 80 % de DQO. Durante este periodo de aclimatación mejoraron los parámetros de absorbancia y color.

Posteriormente, se aumentó la concentración a 2400 mg DQO/l. Durante 4 ciclos de 2 días cada uno se obtuvieron eficiencias de degradación 80 %, sin embargo, la turbidez se mostró nuevamente y afectó los parámetros de DQO, Color (Pt/Co) y absorbancia. Posiblemente a concentraciones superiores a 2000 mg DQO/l se necesita mayor tiempo para que los microorganismos degraden totalmente dichas concentraciones de

DQO. Sin embargo, si se compara el sistema que degradó RA 151 con el sistema que se acaba de describir (efluente textil) se puede observar que el tiempo de aclimatación fue menor con el efluente de la industria textil, esto probablemente por la presencia de ácido acético, el cual puede funcionar como cosustrato.

3.2.2 2 Degradación de carbono como color

El comportamiento de los parámetro de color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm se puede observar en la figura 3.16. Durante la mayoría de los ciclos de funcionamiento (para concentraciones de 300 hasta 2000 mg DQO/l), se obtuvieron eficiencias de remoción como color superiores al 80 %. En estas condiciones la máxima eficiencia de remoción fue del 90 % en los ciclos 6 al 11 (concentración de 300 mg DQO/l).

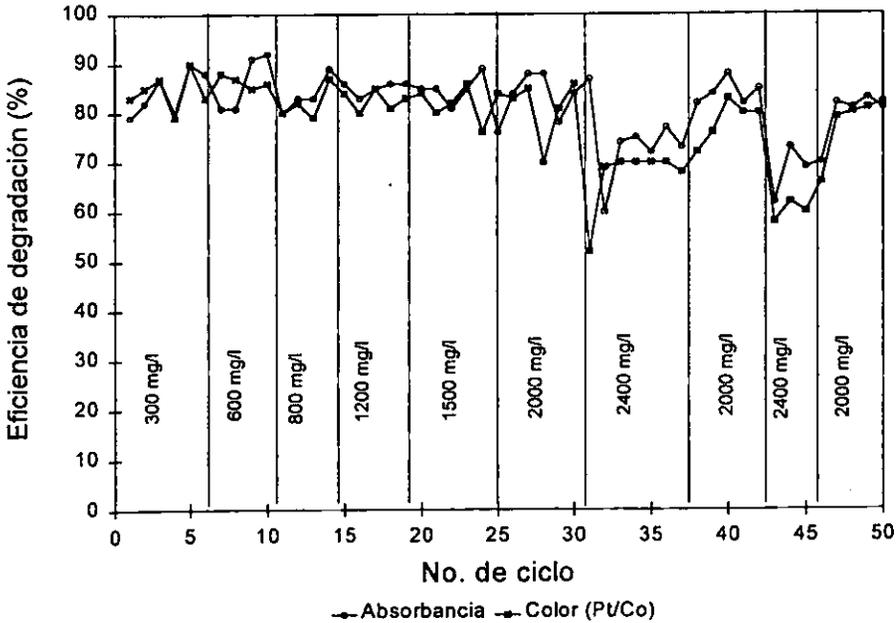


Fig. 3.16. Eficiencias de remoción como color (Pt/Co) y absorbancia a 614 nm

Sin embargo, como ya se mencionó anteriormente; al alimentar el reactor con la concentración de 2400 mg DQO/l las eficiencias de DQO disminuyeron y el efluente se tornó turbio por lo que los parámetros de color y absorbancia disminuyeron hasta obtener eficiencias de 52 y 60 % respectivamente. Con el paso del tiempo mejoraron éstas eficiencias entre 70 y 77 % como color y absorbancia respectivamente (ciclos 31 al 37). Sin embargo, las eficiencias no aumentaron su valor si no hasta que se regresó a la concentración de 2000 mg DQO/l (ciclos 38 al 42). Durante ésta condición el sistema tardó 36 horas en recuperarse y obtener eficiencias de degradación del 80 % como absorbancia y 4 días para obtener las mismas eficiencias como color (Pt/Co). Del ciclo 43 al 46 se incrementó nuevamente la concentración a 2400 mg DQO/l, pero la turbidez se mostró una vez más y las eficiencias como color y absorbancia disminuyeron a valores que estuvieron comprendidos entre 60 y 70 %.

Las eficiencias de remoción como absorbancia fueron muy similares a las eficiencias de remoción como color. La máxima eficiencia como absorbancia fue del 92 % y se obtuvo con una concentración de 600 mg DQO/l.

4.2.3. Capacidad de remoción del sistema

En la fig. 3.17. se puede observar el comportamiento del reactor considerando la capacidad de remoción del sistema. Se obtuvo un valor máximo de 2.3 Kg DQO/m³·d con una concentración de 2000 mg DQO/l (ciclos 25 al 31). Cuando el sistema se alimentó con una concentración de 2400 mg DQO/l (ciclos 32 al 37), la capacidad de remoción disminuyó hasta un valor de 1.4 Kg DQO/m³·d. Aunque el sistema se alimentó durante 6 ciclos (12 días), la capacidad de remoción no llegó a valores superiores a 1.4 Kg DQO/m³·d.

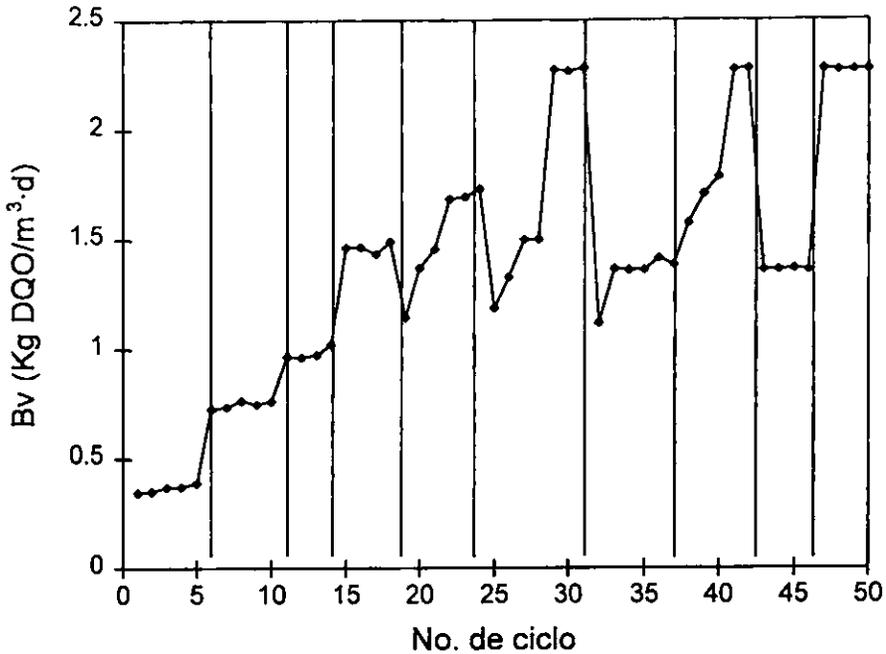


Fig. 3.17. Capacidad de remoción como DQO durante la degradación del efluente textil

Cuando los microorganismos se reaclararon (ciclos 38 al 42), la capacidad de remoción se recuperó hasta obtener valores de 2.3 Kg DQO/m³·d. Al aumentar la concentración a 2400 mg/l (ciclos 43 al 46) nuevamente disminuyó la capacidad de remoción del sistema.

De acuerdo con los resultados anteriores, el sistema mostró que la reaclaración no permitió mejorar el funcionamiento del sistema y no puede tratar eficientemente concentraciones superiores a los 2000 mg DQO/l. El comportamiento anterior se debió probablemente a la concentración alta de colorante, la cual puede causar toxicidad o inhibición a los microorganismos.

3.2.4 Producción de biomasa

Para evaluar la concentración de biomasa presente en el efluente se determinaron los Sólidos Suspendidos Volátiles. En un sistema con biomasa fija puede considerarse a los SSV como una medida de la estabilidad del mismo.

Los resultados mostraron (Fig. 3.18) que para la primera parte del estudio (ciclo 1 al 5), se encontraron concentraciones altas (80 mg/l) y posteriormente disminuyeron hasta concentraciones menores a 10 mg/l. Este comportamiento fue parecido al que se presentó durante el estudio del colorante RA 151 (Fig. 3.6). El comportamiento se debe a que el empaque empezó a colonizarse por los microorganismos, los cuales necesitan un tiempo determinado para poder realizar las diferentes etapas que constituyen la formación de la biopelícula, tales como el transporte de células al sustrato, adsorción, adhesión y multiplicación de las células (Characklis and Wilderer, 1989).

Sin embargo, en el caso del efluente textil, al aumentar la concentración de DQO a 2000 mg DQO/l (ciclo 25), la concentración de sólidos en el efluente se incrementó hasta valores de 76 mg/l.

Cuando el sistema se alimentó con 2400 mg DQO/l (ciclo 31 al 36), el efluente presentó turbidez y la concentración de sólidos fue de 76 mg/l. Esto debido a que la biopelícula comenzó a desprenderse y los flóculos fueron cada vez más ligeros.

Es importante mencionar que el desprendimiento de los microorganismos puede ser provocada por la falta de oxígeno disuelto, lo cual es típico de los sistemas con biomasa fija. Esta falta de oxígeno a su vez provoca la lisis de los microorganismos que posteriormente desencadena todos los cambios que provocan el desprendimiento de la biopelícula.

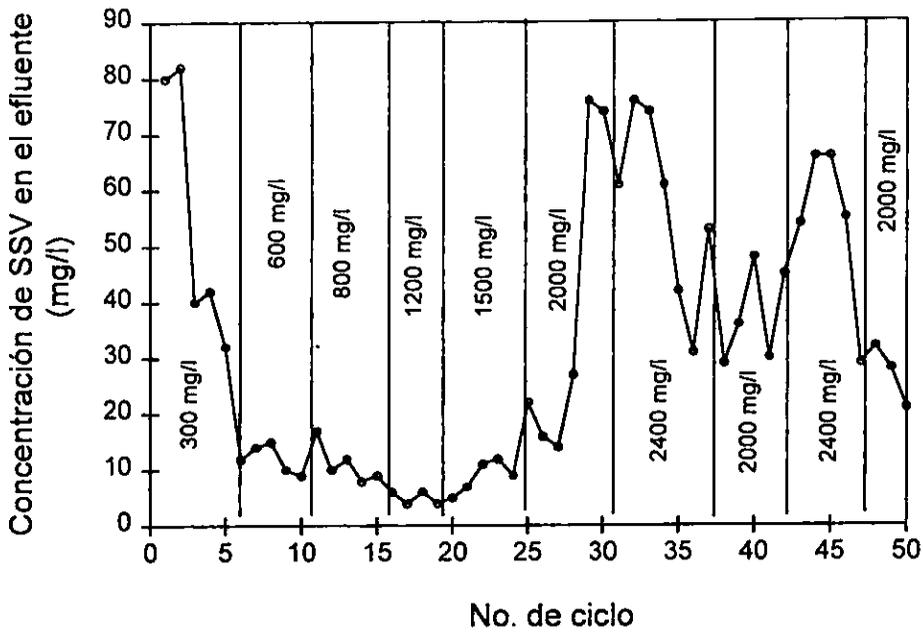


Fig. 3.18. Comportamiento de los SSV durante la degradación del efluente textil

Durante la lisis de las células se liberan enzimas que despolimerizan proteínas y polisacáridos. Las proteinasas liberadas son capaces de hidrolizar un amplio rango de proteínas, mientras que las polisacarido despolimerasas tienden a ser mas polímero específicos. Todo esto provoca cambios de tal modo que se desestabilizan las cargas, hay cambios conformacionales y una desestabilización de la matriz que soporta la biopelícula y por lo tanto se provoca el desprendimiento de esta última (Characklis y Wilderer, 1989).

A pesar del desprendimiento de la biopelícula, al alimentar el reactor con la concentración de 2000 mg/l (ciclos 38 al 42 y 47 al 50), la concentración de SSV

comenzó a ser estable con valores máximos de 48 y 32 mg/l respectivamente. Esta última concentración es menor debido a que en el ciclo 47 se realizó un retrolavado del sistema. Así, después de dicha eliminación del exceso de lodos y fibra; la concentración de SSV mejoró y se mantuvo en valores de 21 a 32 mg/l.

CONCLUSIONES

Colorante RA 151

- Se comprobó que la degradación del colorante RA 151 es posible por medio de un sistema aerobio.
- El colorante RA 151 puede ser utilizado como única fuente de carbono y energía. Durante la degradación de dicho colorante se obtuvo una tasa máxima de degradación de 288 mg RA 151/d·l_{reactor}.
- Las eficiencias de remoción se mantuvieron (para la mayor parte de la experimentación) en valores superiores al 85 %.
- Los Sólidos Suspendedos Volátiles permanecieron en concentraciones inferiores a 10 mg/l, lo cual indica la estabilidad de la biomasa y la calidad del efluente.
- Una prueba de adsorción mostró que la cantidad necesaria de colorante para saturar el empaque (1601.86 mg) se alcanzó después de los primeros 9 ciclos de operación, por lo que la adsorción no fue un mecanismo de remoción significativo.
- Las pruebas de biodegradabilidad anaerobia indicaron que en la biopelícula formada en el empaque se encontraban algunos microorganismos capaces de decolorar el 16 % del colorante bajo las condiciones experimentales empleadas.
- Pruebas respirométricas indicaron que los microorganismos mineralizaron el 73 % (como carbono) del colorante azo.
- Algunos de los microorganismos que degradaron el colorante fueron bacterias de las especies *Pseudomonas aeruginosa*, *Flavobacterium meningosepticum* y *odoratum*,

especies *Pseudomonas aeruginosa*, *Flavobacterium meningosepticum* y *odoratum*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Tatumella ptyseos*, *Flaviomonas oryzihabitans* y *Erwinia* sp.

Efluente textil

- Fue posible la biodegradación eficiente del efluente de la industria textil. La máxima capacidad de remoción fue de 2.3 Kg DQO/l_{reactor}·d con eficiencias de remoción como DQO entre 76 al 97 % y para el caso de color las eficiencias fueron de alrededor del 80 %.
- El sistema pudo tratar el efluente con una máxima concentración de 2000 mg/l sin problemas de desprendimiento de biomasa ni formación de espuma.
- El sistema SBR es una buena alternativa para la aclimatación de los microorganismos a compuestos xenobióticos, como es el caso de los colorantes azo.

RECOMENDACIONES

Degradación del colorante RA 151

Es necesario buscar una técnica adecuada para el aislamiento de los microorganismos, ya que probablemente no se aislaron todas las bacterias presentes en el empaque. Es importante utilizar diferentes medios de cultivo, de modo que se pueda aislar el mayor número de microorganismos. También es recomendable utilizar pruebas moleculares que ayuden a una mejor identificación de los microorganismos (aerobios, facultativos y anaerobios).

Es necesario estudiar la actividad enzimática de los microorganismos responsables de la degradación de los colorantes, ya que de alguna manera nos indicaría la posible ruta de degradación del colorante.

Degradación del efluente de la industria textil

Como ya se mencionó anteriormente, en los procesos anaerobios únicamente se rompe el enlace azo produciendo compuestos tóxicos o carcinógenos que bajo dichas condiciones no se pueden mineralizar. Por otra parte, los procesos aerobios muestran que son una buena alternativa para el tratamiento de efluentes textiles; como en el caso del presente trabajo. Sin embargo, la alta producción de biomasa podría ser una desventaja en dichos procesos. Por esta razón, una alternativa y recomendación es el estudio del proceso anaerobio-aerobio, que en la actualidad se estudia profundamente en la Coordinación de Bioprocesos Ambientales del Instituto de Ingeniería, UNAM.

BIBLIOGRAFÍA

AFNOR. (1985). Evaluation en milieu aqueux de la biodegradabilité aérobie "ultime" des produits organiques solubles, *Normalisation française*, NFT 90-312.

American Society for Testing Materials. (1990). Standard practice for determination of adsorptive capacity of active carbon by aqueous phase isotherm technique. 388-390.

Anliker R. (1979). Ecotoxicology of Dyestuffs-A Joint Effort by Industry. **3**, 59-74.

APHA, AWWA, WPCF (1992). *Standard methods for examination of water and wastewater*. American Public Health Association. 18 th ed. New York.

API 20 E (1990). Système d'identification des bacilles gram négatif non enterobactéries. 20 EN. Notice technique, Bio Mérieux, S. A., France.

Bahorsky M. S. and Bryant, D. H. (1995). Textiles. *Wat. Environ. Res.* **67**(4), 544-546.

Balch W. E., Fox G. E., Magrum L. J., Woese C. R. and Wolfe R. S. (1979). Methanogens: Reevaluation of a Unique Biological Group. *Microbiol. Rev.* **43**, 260-292.

Bergey's, *Manual of Systematic Bacteriology*. (1984). Vol. I. Edit. Williams and Wilkins. Baltimore.

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

Bishop P. L. and Jiang H. (1994). Aerobic biodegradation of azo dyes in biofilms. *Wat. Sci. Technol.* **29**(10-11), 525-530.

Buitrón G. (1993). Biodégradation de composés xénobiotiques par un procédé discontinu de type SBR. Tesis para obtener el grado de doctor. Institut National des Sciences Appliquées de Toulouse. Francia.

Buitrón G. and Capdeville B. (1995). Enhancement of the biodegradation activity by the acclimation of the inoculum. *Environ. Tech.* **16**, 1175-1184.

Buitrón, G. and Moreno, G. (1997). Influence of So/Xo ratio and medium composition of anaerobic biodegradability test. Proceedings of the 52nd Industrial Waste Conference, Purdue University, West Lafayette, Indiana. 10.

Buitrón G. and Ortiz J. (1997). Biodegradation of phenolic compounds with a sequencing batch biofilter. 52nd Purdue Industrial Waste Conference Proceedings, Purdue University., West Lafayette, Indiana, USA. 263-269.

Cao W., Mhadevan B., Crawford D. L. and Crawford R. L. (1993). Characterization of an extracellular azo dye-oxidizing peroxidase from *Flavobacterium sp.* ATCC 39723. *Enzyme. Microb. Technol.* **15**, 810-817.

Castillo H. Y., Jiménez A. H., Rivera A. M. y Rodríguez C. R. (1993). Tratamiento y reutilización de aguas residuales representativas de la industria textil. Tesis de Licenciatura. ESIT-IPN. 23-30.

Characklis and Wilderer. (1989). Structure and function of biofilms. Edit. John Wiley & Sons Ltd. pp. 73-89.

Chen Y. S. y Bungay H. R. (1981). Microelectrode studies of oxygen transfer in trickling filter slimes. *Biotechnol. Bioeng.* **23**, 781-792.

Chung F., Fulk G. and Egan M. (1978). Reduction of azo dyes by intestinal anaerobes. *Appl. Environ. Microbiol.* **35**, 558-562.

Coughlin M. F. Kinkler B. K. Tepper A. and Bishop P.L. (1997). Characterization of aerobic azo dye-degrading bacteria and their activity in biofilms. *Wat. Sci. Tech.* **36**(1), 215-220.

Cripps C., Bumpus J. A. and Aust S. D. (1990). Biodegradation of azo and heterocyclic dyes by *Phanaerochaete chrysosporium*. *Appl. Environ. Microbiol.* **56**(4), 1114-1118.

Cruz, A. (1999). Comunicación personal. Tesis (Doctorado). Degradación de colorantes dispersos tipo monoazo a través de un proceso anaerobio-aerobio. Instituto de Ingeniería, UNAM.

García R. M. (1995). Decoloración de colorantes azo y trifenilmetano por *Phanaerochaete chrysosporium*. Tesis para obtener el grado de Ingeniero Bioquímico Industrial. UAM-I. México, D.F.

García R. M., Gutiérrez R. M. y Favela T. E. (1995). Degradación de colorantes azo y trifenilmetano por *Phanaerochaete chrysosporium* UAM-I Depto de Biotecnología. IV Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería.

Ghoropade A. J. and Spencer H.T. (1993). Azo dyes' metabolism by *Pseudomonas putida*. 48th Purdue Ind. Conf. Proc., Lewis Pub. Chelsea Mich. 699-714.

González C. A. (1996). Dinámica de poblaciones de los lodos activados utilizados en el

proceso de biodegradación de efluentes industriales. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias (Biología). Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F. 72.

Goszczyński A. S., Pascynski A., Pasti-Grigsby M.B., Crawford D. L. and Crawford R. L. (1994). New pathway for degradation of sulfonated azo dyes by microbial peroxidases of *Phanaerochaete chrysosporium* and *Streptomyces chromofuscus*. *J. Bacteriol.* 176(5), 1339-1347.

Guerrero D. M. E. (1998). Biodegradación del colorante tipo azo marino terasil disperso utilizando un reactor anaerobio tipo UASB. Tesis para obtener el grado de Bióloga. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F.

Haug W., Notremann B., Hempel D. C., Stolz A. and Knackmuss H. J. (1991). *Appl. Environ. Microbiol.* 57, 3144-3149.

Hu T. L. (1998). Degradation of azo dye RP2B by *Pseudomonas luteola* in industrial wastewater treatment. In the 19th IAWQ Biennial International Conference. Vancouver, Canada. 301-308.

Ibarra M.E.L. (1998). Estudio de la adsorción de fenol en columnas empacadas con resina ASD-2. Tesis para obtener el grado de Maestra en Ciencias Bioquímicas. Facultad de Química. UNAM, México, D. F.

Irvine R. L. y Ketchum, L.H. Jr. (1989). Sequencing batch reactors for biological wastewater treatment. *CRC Critical Reviews in Environmental Control.* 18(4), 225-294.

Jawetz E., Melnick J. and Adelberg E. A. (1987). *Microbiología Médica*. Edit. el Mundo Moderno, S. A. de C. V. México. D. F. 77.

Jian, H. and Bishop, P. L. (1994). Aerobic biodegradation of azo dyes in biofilms. *Wat. Sci. Tech.* **29**(10-11), 525-530.

Kirk Othmer. (1991). *Encyclopedia of Chemical Technology. Dyes, application and evaluation.* 2a. edición. John Wiley & Son Inc. New York. 1.

Kudlich M., Bishop P. L., Knackmuss H. J. and Stolz A. (1996). Simultaneous anaerobic and aerobic degradation of the sulfonates azo dye Mordant Yellow 3 by immobilized cells from a naphthalenesulfonate degrading mixed culture. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* **46**, 597-603.

Kühl M. and Jorgensen B. B. (1992). Microsensor measurements of sulfate reduction and sulfide oxidation in compact microbial communities of aerobic biofilms. *Appl. Environ. Microbiol.* **58**(4), 1164-1174.

Kulla H. G. (1981). Aerobic Bacterial Degradation of Azo Dyes. Microbial degradation of xenobiotics and recalcitrant compounds. FEMS Symp. No. 12. Academic Press, Ed. by Leisinger R. Hütter, A. M. Cook and J. Nuesch, London, 387-399.

Liu, J. and Liu, H. (1992). Degradation of azo dyes by algae. *Environ. Pollut.* **75**, 273-278.

Lourenco, N. D., Novais, J. M. and Pinheiro, H. M. (1999). Reactive textile dye color removal in a sequencing batch reactor. *International Conference on Waste Minimisation and End of Pipe Treatment in Chemical and Petrochemical Industries.* Merida, Yucatán. 219-226.

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

Meyer, U. (1981). Biodegradation of synthetic organic colorants. Microbial degradation of xenobiotics and recalcitrant compounds. FEMS Symp. No.12. Ed. by T. Leisinger R. Hütter. A. M. Cook and J. Nüesch; Academic Press, London. 371-385.

OCDE (1981). Prueba de Sturm modificada B 301. *Lignes directrices de L'OCDE pour les essais des produits chimique*. Paris.

Pascynski A., Pasti-Grigsby M.B., Goszczynski S., Crawford R. L. and Crawford D. L. (1992). Mineralization of sulfonates azo dyes and sulfanilic acid by *Phanerochaete chrysosporium* and *Streptomyces chromofuscus*. *Appl. Environ. Microbiol.* 58(11), 3598-3604.

Pasti-Grigsby M. B., Pascynski A., Goszczynski S., Crawford D. L. and Crawford R. L. (1992). Influence of aromatic substitution patterns of azo dye degradability by *Streptomyces spp.* and *Phanerochaete chrysosporium*. *Appl. Environ. Microbiol.* 58(11), 3605-3613.

Patureau D., Bouchez T., Dabert P., Bernet N., Godon J.J., Delgenes J. P. and Moletta R. (1998). Description and performances of an aerobic denitrifying consortium compared with those aerobic denitrifier, *Microvirgula aerodenitrificans*. Impact on the bioaugmentation of a nitrifying ecosystem by an aerobic denitrifier. *European Conference on new advances in biological nitrogen and phosphorus removal for municipal or industrial wastewaters*. 61-68.

Ramírez G. R. M., Luna M. B., Mejía C., Velázquez M., Reyes T. G., Vierna G. L., Hernández G. L. y Müggenburg J. (1996). Manual de prácticas de Microbiología General. Facultad de Química. UNAM.

Razo F. E. (1997). Biotransformation and biodegradation of N-substituted aromatics in

methanogenic granular sludge. Tesis para obtener el grado de doctor. Landbouwniverditeit Wageningen, Holanda.

Spadaro J. T., Cold M. H. and Renganathan V. (1992). Degradation of azo dyes by the lignin-degrading fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Sci. Tech.* **58**(8), 2397-2401.

Spadaro J. T. and Renganathan V. (1994). Peroxidase-Catalyzed Oxidation of Azo Dyes: Mechanism of Disperse Yellow 3 degradation. *Arch. Biochem. Biophys.* **312**(1), 301-307.

Tepper A., Coughlin M., Bishop P. L. and Kinkle B. (1997). Aerobic azo dye degradation by *Sphingomonas* isolates in wastewater laboratory biofilms. En Memorias del 2nd International Conference on Microorganisms in Activated Sludge and Biofilm Processes. Julio 21-23. 441-444.

Vite M. M G. (1998). Operación de un biofiltro discontinuo acondicionado con carbón activado para el tratamiento de aguas residuales. Tesis para obtener el grado de Ingeniero químico. Facultad de Ciencias. UNAM. México.

Wang Y. and Yu J. (1998). Adsorption and degradation of synthetic dyes on the mycelium of *Trametes versicolor*. 19th Biennial Conference of IAWQ, Vancouver, Canada.

Wanner J. (1992). Comparison of biocenosis from continuous and sequencing batch reactor. *Wat. Sci. Tech.* **25**, 239-242.

Weber W. J. J. (1978). Control del agua y procesos fisicoquímicos. Edit. Reverté. España. 211-217

Weber E. J. and Adams R. L. (1995). Chemical and sediment mediated reduction of azo dye disperse blue 79. *Environ. Sci. Tech.* **29**(5), 1163-1170.

Wuhrmann K., Mechsner K. y Kappeler T. (1980). Investigation on rate-determining factors in the microbial reduction of azo dyes. *Eur. J. Appl. Microbiol. Biotechnol.* **9**, 325-338.

Young L. and Yu J. (1997). Ligninase-catalyzed decolorization of synthetic dyes. *Wat. Res.* **31**, 1187-1193.

Zhang, C. T. (1995). Degradation of toxic organic biofilms. *J. Hazard. Mater.* **41**, 267-285.

Zhou W. and Zimmermann W. (1993). Decolorization of industrial effluents containing reactive dyes by actinomycetes. *Microbiol. Lett.* **107**, 157-162.

Zimmermann T., Kulla H. G. and Leisinger T. (1982). Properties of purified Orange II azoreductase, the enzyme initiating azo dye degradation by *Pseudomonas* KF 45. *Eur. J. Biochem.* **129**, 197-203.

Zimmermann T., Gasser F., Kulla H. G. and Leisinger T. (1984). Comparison of two bacterial azoreductases acquired during adaptation to growth on azo dyes. *Arch. Microbiol.* **138**, 37-43.

ANEXO 1

Resultados obtenidos durante la degradación del colorante
RA 151

**ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA**

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151

Tiempo (días)	TRH horas	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d _{reactor})	%E _{RA151}	SSV (mg/l)
		Influyente	Efluente	Influyente	Efluente			
24	528	0.2016	0.0038	40.10	0.76	12.44	68.88	
35	456	0.1878	0.0041	37.35	0.82	8.89	76.00	
59	528	0.196	0.0032	38.98	0.64	3.11	60.55	
72	288	0.1892	0.0036	37.63	0.72	1.63	68.52	
77	144	0.0460	0.0124	9.14	2.46	3.34	73.05	
87	240	0.0440	0.0122	8.75	2.43	3.16	72.23	
97	240	0.0718	0.0135	14.28	2.68	5.80	81.22	
104	168	0.0440	0.0090	8.75	1.79	3.48	79.52	
110	144	0.0664	0.0164	13.21	3.25	4.98	75.38	4
117	168	0.0639	0.0181	12.72	3.60	4.56	71.72	26.4
122	120	0.0963	0.0228	19.15	4.53	7.31	76.33	2.4
127	48	0.1006	0.0117	20.00	2.32	8.84	88.40	0.8
130	48	0.0841	0.0114	16.73	2.27	7.23	86.45	3.2
133	48	0.1053	0.0185	20.95	3.67	8.64	82.48	7.6
136	48	0.1703	0.0190	30.80	3.78	13.51	99.47	8
139	48	0.1303	0.0181	25.91	3.61	11.15	86.07	0.8
142	48	0.0981	0.0177	19.51	3.51	8.00	82.00	
145	48	0.0981	0.0177	19.51	3.51	8.00	82.00	
147	48	0.1581	0.0183	31.44	3.64	13.90	88.42	
149	48	0.1243	0.0186	24.71	3.69	10.51	85.06	8.4
151	48	0.1323	0.0198	26.31	3.93	11.19	85.05	4
153	48	0.1199	0.0155	23.85	3.09	10.38	87.04	4
155	48	0.1319	0.0198	26.24	3.94	11.15	85.00	
157	48	0.1046	0.0103	20.81	2.05	9.38	90.17	
159	48	0.0836	0.0102	16.63	2.03	7.30	87.77	
161	48	0.1701	0.0213	33.82	4.24	14.79	87.47	
163	48	0.1191	0.0179	23.69	3.55	10.07	85.00	1.2
165	48	0.1295	0.0196	25.75	3.89	10.93	84.90	2
167	48	0.1002	0.0150	19.93	2.99	8.47	85.00	5.6
169	48	0.1517	0.0228	30.16	4.52	12.82	85.00	0.4

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d reactor)	%ERA151	SSV (mg/l)
		Influyente	Efluente	Influyente	Efluente			
171	24	0.0897	0.0135	17.84	2.68	7.58	85.00	0.4
173	24	0.1506	0.0226	29.95	4.49	12.73	85.00	2.4
175	24	0.1380	0.0207	27.44	4.12	11.66	85.00	1.2
177	24	0.1080	0.0127	21.47	2.53	9.47	88.20	1.2
179	24	0.1725	0.0259	34.31	5.15	14.58	85.00	0.4
181	24	0.0755	0.0098	15.02	1.95	13.07	87.00	1.2
183	24	0.0756	0.0083	15.03	1.65	13.38	89.00	
185	24	0.0926	0.0093	18.42	1.84	16.58	90.00	
187	24	0.1692	0.0254	33.65	5.05	14.3	85.00	
189	24	0.0836	0.0142	16.63	2.83	13.8	83.00	1.2
191	24	0.0753	0.0008	14.98	0.15	14.83	99.00	0.8
193	24	0.1143	0.0145	22.73	2.88	19.85	87.33	5.6
195	24	0.0816	0.0114	16.22	2.27	13.95	86.00	8.4
197	24	0.0699	0.0061	13.90	1.22	12.68	91.22	2.8
199	24	0.1500	0.0205	29.84	4.08	12.88	86.34	
201	24	0.1352	0.0137	26.89	2.73	12.08	89.86	7.2
203	24	0.1584	0.0262	31.51	5.21	13.15	83.47	1.6
205	24	0.1374	0.0206	27.32	4.10	11.61	85.00	
207	24	0.1551	0.0245	30.84	4.88	12.98	84.19	
209	24	0.1694	0.0244	33.69	4.85	14.42	85.60	
211	24	0.1466	0.0210	29.15	4.17	12.49	85.70	
213	24	0.0957	0.0165	19.04	3.29	15.75	82.72	
215	24	0.1137	0.0215	22.62	4.28	18.34	81.08	
217	24	0.1427	0.0172	28.37	3.41	12.48	87.97	
219	24	0.1745	0.0248	34.70	4.94	14.88	85.77	
221	24	0.0935	0.0113	18.60	2.24	16.36	87.97	
223	24	0.1260	0.0147	25.05	2.93	11.06	88.30	
225	24	0.1702	0.0206	33.86	4.10	14.88	87.90	
227	24	0.1506	0.0205	29.95	4.07	12.94	86.41	
229	24	0.1001	0.0133	19.90	2.65	17.25	86.69	
231	24	0.1744	0.0247	34.68	4.92	14.88	85.82	

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d V_{reactor})	%ERA151	SSV (mg/l)
		Influyente	Efluente	Influyente	Efluente			
233	24	0.0880	0.0126	17.50	2.50	15.00	85.60	
235	24	0.0881	0.0127	17.53	2.53	15.00	85.58	
237	24	0.0897	0.0143	17.84	2.84	15.00	84.10	0.4
239	24	0.0760	0.0068	15.11	1.36	13.75	91.00	
241	24	0.0736	0.0052	14.63	1.02	13.61	93.00	
243	24	0.0785	0.0079	15.61	1.56	14.05	90.00	3.6
245	24	0.0974	0.0097	19.38	1.94	17.44	90.00	2.4
250	24	0.0831	0.0050	16.52	0.99	15.53	94.00	4
255	24	0.1051	0.0042	20.90	0.84	20.06	96.00	4.4
260	24	0.1227	0.0037	24.40	0.73	23.67	97.00	1.6
267	24	0.1112	0.0044	22.10	0.88	21.22	96.00	3.6
275	24	0.1140	0.0034	22.68	0.68	22.00	97.00	4
298	24	0.1240	0.0050	24.66	0.99	23.67	96.00	3.6
299	24	0.1062	0.0053	21.12	1.06	20.06	95.00	
301	24	0.1061	0.0042	21.10	0.84	20.26	96.00	
304	24	0.1227	0.0037	24.40	0.73	23.67	97.00	
307	24	0.1144	0.0057	22.75	1.14	21.61	95.00	
310	24	0.1152	0.0046	22.92	0.92	22.00	96.00	
313	24	0.1264	0.0076	25.13	1.51	23.62	94.00	3.6
315	24	0.1235	0.0251	24.56	4.99	19.57	99.49	
318	24	0.1235	0.0289	24.56	5.75	18.82	88.00	
321	24	0.1235	0.0198	24.56	3.94	20.63	99.49	1.2
324	24	0.1235	0.0221	24.56	4.40	20.17	99.49	
327	24	0.1235	0.0216	24.56	4.30	20.27	99.49	
330	24	0.1235	0.0175	24.56	3.48	21.08	99.49	
333	24	0.1236	0.0188	24.58	3.74	20.84	99.49	
343	48	0.1230	0.0247	24.46	4.91	9.78	99.74	
345	48	0.1269	0.0247	25.24	4.91	10.16	99.74	
347	48	0.1500	0.0247	29.84	4.91	12.46	99.69	
349	48	0.1500	0.0220	29.84	4.38	12.73	99.69	
351	48	0.1232	0.0189	24.50	3.76	10.37	99.74	

tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d l _{reactor})	%E _{RA151}	SSV (mg/l)
		Influente	Efluente	Influente	Efluente			
354	48	0.123	0.0139	24.46	2.76	10.85	99.74	
355	48	0.1982	0.0133	39.42	2.65	18.39	99.59	
356	48	0.2178	0.0096	43.32	1.91	20.71	99.55	7.2
357	48	0.1812	0.0118	36.04	2.35	16.85	99.62	
358	48	0.1793	0.0078	35.66	1.55	17.06	99.63	
359	48	0.208	0.0064	41.37	1.27	20.05	99.57	6
360	12	0.1996	0.0069	39.70	1.37	38.33	98.34	
361	12	0.182	0.0054	36.20	1.07	35.13	98.48	2.4
362	12	0.1891	0.0022	37.61	0.44	37.17	98.42	
363	12	0.1773	0.0035	35.26	0.70	34.57	98.52	
364	12	0.1882	0.0029	37.43	0.58	36.86	98.43	
367	12	0.1932	0.0042	38.43	0.84	37.59	98.39	2
368	12	0.1861	0.0049	37.02	0.97	36.04	98.45	
370	12	0.179	0.0056	35.46	1.11	34.34	98.51	
371	12	0.1835	0.0023	36.35	0.46	35.89	98.47	3.6
374	12	0.1755	0.0037	34.76	0.74	34.03	98.54	
375	12	0.2013	0.0043	39.88	0.86	39.02	98.32	
376	12	0.1671	0.0052	33.10	1.03	32.07	98.61	
377	12	0.2016	0.0038	39.93	0.76	39.18	98.32	2
378	12	0.1878	0.0041	37.20	0.82	36.39	98.44	
381	12	0.196	0.0032	38.83	0.64	38.19	98.37	
382	12	0.1892	0.0036	37.48	0.72	36.76	98.42	3.6
383	12	0.1765	0.0029	34.96	0.58	34.39	98.53	
384	12	0.2104	0.0039	41.68	0.78	40.90	98.25	
385	12	0.1984	0.0033	39.30	0.66	38.64	98.35	
386	12	0.1872	0.0045	37.08	0.90	36.19	98.44	3.6
388	12	0.1791	0.0028	35.48	0.56	34.92	98.51	3.6
397	12	0.1943	0.0021	38.49	0.42	38.07	98.38	
394	12	0.1864	0.0063	36.92	1.25	35.67	98.45	
395	12	0.1755	0.00548	34.76	1.09	33.67	98.54	
396	12	0.1947	0.00547	38.57	1.09	37.48	98.38	

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d reactor)	%ERA151	SSV (mg/l)
		Influyente	Efluente	Influyente	Efluente			
397	12	0.2118	0.00567	41.96	1.13	40.83	98.24	2.8
398	12	0.1752	0.00528	34.71	1.05	33.66	98.54	
405	12	0.1878	0.00583	37.20	1.16	36.04	98.44	2.8
406	12	0.196	0.0057	38.83	1.13	37.69	98.37	9.6
407	12	0.1742	0.0057	34.51	1.13	33.37	98.55	
408	12	0.2106	0.00529	41.72	1.05	40.67	98.25	4.8
409	12	0.1392	0.00663	27.57	1.32	52.51	98.84	
410	12	0.1392	0.02676	27.57	5.32	44.50	98.84	2.8
411	12	0.1392	0.01692	27.57	3.37	48.42	98.84	3.2
413	12	0.1378	0.02652	27.30	5.27	44.04	98.85	3.6
414	12	0.1378	0.01572	27.30	3.13	48.34	98.85	3.6
415	12	0.1378	0.01561	27.30	3.10	48.38	98.85	3.2
416	12	0.1352	0.0181	26.78	3.60	46.36	98.87	4.8
417	12	0.1352	0.02742	26.78	5.45	42.66	98.87	4.4
418	12	0.142	0.02786	28.13	5.54	45.17	98.82	
419	12	0.1292	0.02648	25.59	5.27	40.65	98.92	4.8
420	12	0.1292	0.02593	25.59	5.16	40.87	98.92	
421	12	0.1292	0.02582	25.59	5.14	40.92	98.92	
422	12	0.1292	0.01604	25.59	3.19	44.81	98.92	
423	12	0.1292	0.02561	25.59	5.09	41.00	98.92	
424	12	0.1252	0.01586	24.80	3.15	43.29	98.96	
425	12	0.1452	0.01525	28.76	3.03	51.46	98.79	4
426	12	0.1292	0.02558	25.59	5.09	41.01	98.92	3.6
427	12	0.1292	0.02497	25.59	4.97	41.25	98.92	2.8
435	12	0.1292	0.0175	25.59	3.48	44.22	98.92	
440	12	0.1347	0.0172	26.68	3.42	46.52	98.88	3.2
443	12	0.125	0.0281	24.76	5.59	38.34	98.96	
446	12	0.1358	0.0156	26.90	3.10	47.60	98.87	3.2
447	12	0.134	0.0133	26.54	2.65	47.80	98.88	
451	12	0.122	0.0271	24.17	5.39	37.55	98.98	3.1
452	12	0.134	0.0128	26.54	2.55	48.00	98.88	

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d reactor)	%ERA151	SSV (mg/l)
		Influyente	Efluente	Influyente	Efluente			
454	12	0.138	0.0133	27.34	2.65	49.38	98.85	2.4
455	12	0.113	0.012	22.38	2.39	39.99	99.06	
456	12	0.1236	0.0122	24.48	2.43	44.11	98.97	
459	12	0.1347	0.0122	26.68	2.43	48.51	98.88	5.2
462	12	0.109	0.0088	21.59	1.75	39.68	99.09	
464	12	0.1347	0.0088	26.68	1.75	49.86	98.88	
467	12	0.1347	0.0088	26.68	1.75	49.86	98.88	2
468	12	0.1347	0.0138	26.68	2.74	47.88	98.88	
470	12	0.1321	0.012	26.17	2.39	47.56	98.90	
473	12	0.1294	0.0098	25.63	1.95	47.37	98.92	
476	12	0.1289	0.0099	25.53	1.97	47.13	98.93	
479	12	0.135	0.012	26.74	2.39	48.71	98.88	17.2
494	24	0.1256	0.0134	24.88	2.67	22.21	99.48	12
503	24	0.1166	0.03	23.10	5.97	17.13	99.51	
505	24	0.1317	0.035	26.09	6.96	19.13	99.45	
508	24	0.139	0.0291	27.53	5.79	21.75	99.42	6.4
510	24	0.1306	0.028	25.87	5.57	20.30	99.46	
511	24	0.1306	0.028	25.87	5.57	20.30	99.46	
514	24	0.1294	0.0196	25.63	3.90	21.73	99.46	
515	24	0.1327	0.0161	26.29	3.20	23.08	99.45	
516	24	0.1311	0.0161	25.97	3.20	22.77	99.45	
517	24	0.1311	0.0161	25.97	3.20	22.77	99.45	
519	24	0.1328	0.0299	26.31	5.95	20.36	99.45	5.2
522	24	0.1299	0.0182	25.73	3.62	22.11	99.46	
523	24	0.1297	0.03	25.69	5.97	19.73	99.46	0.4
524	24	0.1297	0.0171	25.69	3.40	22.29	99.46	
525	24	0.1205	0.0212	23.87	4.22	19.65	99.50	
526	24	0.1205	0.0085	23.87	1.69	22.18	99.50	
527	24	0.1205	0.0101	23.87	2.01	21.86	99.50	
529	24	0.1205	0.0039	23.87	0.78	23.09	99.50	
533	24	0.1205	0.0179	23.87	3.56	20.31	99.50	

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d reactor)	%ERA151	SSV (mg/l)
		Influyente	Efluente	Influyente	Efluente			
536	12	0.1205	0.0182	23.87	3.62	40.50	99.00	
538	12	0.1233	0.0289	24.42	5.75	37.35	98.97	3.2
540	12	0.1307	0.0129	25.89	2.57	46.65	98.91	1.6
541	8	0.1447	0.0275	28.66	5.47	77.31	98.19	
543	8	0.1269	0.0245	25.14	4.87	67.55	98.41	3.2
546	8	0.1069	0.021	21.18	4.18	56.66	98.66	4
547	8	0.1207	0.0198	23.91	3.94	66.57	98.49	1.6
550	8	0.1207	0.0199	23.91	3.96	66.50	98.49	
551	8	0.1207	0.0196	23.91	3.90	66.70	98.49	
553	8	0.1054	0.0198	20.88	3.94	56.47	98.68	
557	8	0.121	0.019	23.97	3.78	67.30	98.49	0.8
558	8	0.122	0.009	24.17	1.79	74.59	98.48	
559	8	0.1287	0.0099	25.49	1.97	78.42	98.39	
560	4	0.126	0.025	24.96	4.97	120.40	96.85	
561	4	0.127	0.023	25.16	4.57	123.99	96.83	0.4
564	4	0.126	0.028	24.96	5.57	116.81	96.85	
565	4	0.128	0.0199	25.36	3.96	128.90	96.80	
566	4	0.15	0.029	29.71	5.77	144.25	96.25	3.2
567	4	0.1287	0.0198	25.49	3.94	129.86	96.78	
568	4	0.136	0.02	26.94	3.98	138.33	96.60	
571	4	0.134	0.0248	26.54	4.93	130.19	96.65	
572	4	0.1457	0.02	28.86	3.98	149.90	96.36	1.6
573	4	0.1495	0.0199	29.61	3.96	154.56	96.26	
574	4	0.1282	0.0201	25.40	4.00	128.90	96.80	0.4
575	4	0.1312	0.0198	25.99	3.94	132.84	96.72	0.4
578	4	0.1312	0.0199	25.99	3.96	132.72	96.72	
579	4	0.1313	0.0197	26.01	3.92	133.08	96.72	
580	24	0.2312	0.0101	45.80	2.01	43.79	99.04	2
582	24	0.2915	0.0328	57.74	6.52	51.22	98.79	
585	24	0.25	0.0312	49.52	6.21	43.32	98.96	0.8
588	24	0.2615	0.0298	51.80	5.93	45.87	98.91	5.6

Tabla A1.1. Resultados obtenidos durante la degradación del colorante RA 151 (continuación)

Tiempo (días)	TRH	Absorbancia		Concentración		qV (mg RA151/d reactor)	%ERA151	SSV (mg/l)
		Influente	Efluente	Influente	Efluente			
636	8	0.271	0.027	53.68	5.37	148.40	96.61	2
637	8	0.2498	0.0265	49.48	5.27	133.98	96.88	
638	8	0.255	0.0265	50.51	5.27	137.10	96.81	3.2
641	8	0.2651	0.0201	52.51	4.00	147.02	96.69	2
642	8	0.2549	0.02	50.49	3.98	140.95	96.81	
643	4	0.2599	0.0851	51.48	16.93	208.18	93.50	1.6
645	4	0.251	0.0849	49.72	16.89	197.80	93.73	2.8
646	4	0.2612	0.0841	51.74	16.73	210.93	93.47	
649	4	0.2618	0.069	51.86	13.72	229.73	93.46	
651	4	0.261	0.052	51.70	10.34	249.15	93.48	
653	4	0.261	0.0402	51.70	8.00	263.29	93.48	2.8
656	4	0.2718	0.0392	53.84	7.80	277.37	93.21	
657	4	0.2611	0.0385	51.72	7.66	265.44	93.47	
659	4	0.225	0.02	44.57	3.98	244.53	94.38	
660	4	0.2611	0.02	51.72	3.98	287.61	93.47	2
662	4	0.225	0.02	44.57	3.98	244.53	94.38	
665	4	0.2612	0.02	51.74	3.98	287.73	93.47	
667	4	0.225	0.02	44.57	3.98	244.53	94.38	3.2

Tabla A1.2. Prueba de actividad (tasa de consumo de oxígeno
(mg O₂/l min)

Tiempo (días)	Acetato de amonio	Colorante RA 151
11	0.1539	0.0114
19	0.1628	0.0149
25	0.0316	0.0170
32	0.0961	0.0240
45	0.0320	0.0250
60	0.0089	0.1332
65	0.0059	0.1225
82	0.0095	0.2526
123	0.0198	0.2782
132	0.0121	0.3234
208	0.0020	0.5200
242	0.0075	0.3800
300	0.0050	0.4560
350	0.0070	0.5210
400	0.0060	0.5000
517	0.0187	0.4100
650	0.0120	0.5600
Promedio	0.0095	0.3714
Desviación	0.0054	0.1505

Tabla A1.3. Prueba de biodegradabilidad anaerobia ($S_0/X_0= 4.5$)

To (mg/l)	concentració (mg/l)		Eliminación (mg/l)		% eliminación	
	24 horas	48 horas	24 horas	48 horas	24 h	48 h
31.36	26.20	26.00	5.16	5.36	17.00	16.45
32.75	27.31	27.00	5.44	5.75	16.61	17.55
31.92	28.80	28.80	5.12	5.12	16.00	16.00
					16.53	16.68

Tabla A1.4. Prueba de biodegradabilidad anaerobia ($S_0/X_0= 0.7$)

To (mg/l)	concentració (mg/l)		Eliminación (mg/l)		% eliminación	
	24 horas	48 horas	24 horas	48 horas	24 h	48 h
84.93	70.80	71.61	14.13	13.32	16.63	15.68
78.00	65.00	64.39	13.00	13.61	16.66	17.44
82.30	50.00	71.00	32.30	11.30	36.40	13.73
				X	16.64	15.62

Tabla A1.5. Promedios de la prueba de biodegradabilidad anaerobia

So/Xo	Conc. Inicial (mg/l) Tiempo cero	Conc. Residual (mg/l)		% eliminación	
		24 horas	48 horas	24 horas	48 horas
4.50	32.01(0.7)	26.77(0.56)	26.6(.53)	16.36	16.86
0.70	81.74(3.5)	68.31(4.67)	67.6(3.23)	16.64	16.71

) Desviación estandar

ANEXO 2

Resultados obtenidos durante la degradación del efluente
textil

Tabla A2.1. Resultados obtenidos durante la degradación del efluente de la industria textil

No. de Ciclo	DQO (So) (mg DQO/l)	DQO (Sf) (mg DQO/l)	% E ₀₀₀	A ₀ 614 nm	A _t 614 nm	% E _λ 614 nm	Co (Pt/Co)	Ct (Pt/Co)	%E (Pt/Co)	SSV (mg/l)	Bv (mg DQO/l d)
1	300	54	82	0.117	0.0024	79	126	21	83	80	346
2		47	84		0.0021	82		19	85	82	353
3		30	90		0.0015	87		17	87	40	370
4		27	91		0.0023	80		26	79	42	373
5		10	97		0.0012	90		12	90	32	390
6	600	77	87		0.0024	88		42	83	12	726
7		66	89		0.0038	81		39	88	14	737
8		38	94		0.0027	81		32	87	15	765
9		55	91		0.0019	91		37	85	10	748
10		40	93		0.0016	92		35	86	9	763
11	800	102	87	0.0289	0.0057	80	334	66	80	17	967
12		106	87		0.005	83		60	82	10	963
13		94	88		0.0049	83		40	79	12	975
14		67	92		0.0032	89		43	87	8	1002
15	1200	125	90		0.0063	86		80	84	9	1465
16		123	90		0.0081	83		100	80	6	1467
17		156	87		0.0054	85		102	85	4	1434
18		99	91		0.0067	86		75	81	6	1491
19	1500	186	88	0.0625	0.0089	86	628	108	83	4	1145
20		172	89		0.0093	85		112	84	5	1371
21		360	76		0.0095	85		112	80	7	1457
22		316	79		0.0116	81		139	82	11	1684
23		305	80		0.0095	85		126	86	12	1695
24		270	82		0.0069	89		115	76	9	1730
25	2000	345	83		0.0152	76		115	84	22	1189
26		350	83		0.0123	84		131	83	16	1329
27		300	85		0.0095	88		112	85	14	1500
28		300	85		0.0097	88		125	70	27	1500
29		400	80		0.0172	78		319	81	76	2275
30		407	80	0.079	0.0241	84	840	206	86	74	2268

Tabla A2.1. Resultados obtenidos durante la degradación del efluente de la industria textil (continuación)

No. de Ciclo	DQO (So) (mg DQO/l)	DQO (Sf) (mg DQO/l)	% E _{DQO}	A _o 614 nm	A _f 614 nm	% E _A 614 nm	Co (Pv/Co)	Cf (Pv/Co)	Color (Pv/Co)	SSV (mg/l)	Bv (mg DQO/l d)
31		392	81		0.0234	87		184	52	61	2283
32	2400	469	89		0.0376	60		481	69	76	1119
33		473	80	0.0936	0.0242	74		312	70	74	1364
34		482	80		0.0233	75	1005	301	70	61	1359
35		479	80		0.0262	72		302	70	42	1361
36		475	80		0.0215	77		302	70	31	1415
37		487	80		0.025	73		322	68	53	1385
38	2000	312	84	0.079	0.0142	82	840	235	72	29	1575
39		398	80		0.0126	84		202	76	36	1708
40		406	80		0.0095	88		143	83	48	1878
41		400	80		0.014	82		168	80	30	2275
42		395	80		0.0118	85		167	80	45	2280
43	2400	477	80	0.0936	0.0355	62	1005	422	58	54	1362
44		474	80		0.0252	73		382	62	66	1363
45		468	81		0.029	69		402	60	66	1366
46		479	80		0.0281	70		342	66	55	1361
47	2000	399	80	0.079	0.0142	82	840	176	79	29	2276
48		403	80		0.0153	81		168	80	32	2272
49		402	80		0.0131	83		159	81	28	2273
50		400	80		0.015	81		151	82	21	2275