

01177

14



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE INGENIERÍA
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

REACTOR DE LECHO MÓVIL
PARA TRATAR AGUAS RESIDUALES
USANDO UN NUEVO MATERIAL DE SOPORTE

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:
MAESTRO EN INGENIERÍA (AMBIENTAL)

PRESENTA EL
ING. JULIO CÉSAR ORANTES AVALOS

DIRECTOR DE TESIS:
DR. SIMÓN GONZÁLEZ MARTÍNEZ

MÉXICO, D. F.

294936 2001



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.

RESUMEN

Los reactores de lecho móvil (RLM) han demostrado ser un sistema eficiente para el tratamiento de aguas residuales. En México no se han reportado estudios con RLM, y dada la necesidad de tratar las aguas residuales es necesario buscar alternativas eficientes. La principal característica de los RLM es que en ellos se forma una biopelícula adherida a un medio de soporte en suspensión, en un reactor totalmente mezclado. La eficiencia de los RLM depende de las características del medio de soporte y de la concentración de biomasa.

Este trabajo se realizó en un reactor piloto. El objetivo del estudio fue analizar el comportamiento de un reactor continuo de lecho móvil alimentado con aguas residuales municipales, usando un nuevo material de soporte de biopelículas. El medio seleccionado fue un poliducto de plástico corrugado, accesible y de bajo costo. Se analizó su desempeño considerando su resistencia mecánica y la formación de la biopelícula. Se observó el comportamiento del reactor bajo seis cargas orgánicas 2.8, 6.9, 12.3, 15.8, 21.6 y 43.3 $\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$, analizando la degradación de materia orgánica, la generación de sólidos, el crecimiento de la biopelícula y la remoción de nitrógeno y fósforo.

El sistema demostró ser eficiente en la degradación de materia orgánica; se lograron eficiencias de remoción de 56 a 81 % de la DQO_{tot} con concentraciones en el efluente entre 25 y 83 $\text{mg}_{\text{DQO}}/\text{l}$ y una tasa máxima de degradación de sustrato de 52 $\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. El material de soporte permitió la adherencia de los microorganismos y el mezclado homogéneo sin sufrir desgaste ni deformaciones, alcanzando una densidad de área superficial colonizada de 490 m^2/m^3 . Se observaron dos tipos de crecimiento de la biopelícula. El primero con filamentos cuyas longitudes variaron de 0.3 mm en la parte externa hasta 2 mm en la parte interna. El segundo tipo ocurrió con la CO más baja; en éste se formaron protuberancias adheridas por la parte externa del medio de soporte en forma de mechones que alcanzaron los 12 mm de longitud. Finalmente, el comportamiento de la producción de nitratos y la remoción de amonio y fósforo no permitieron reconocer una tendencia con respecto a la carga orgánica.

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivo general	2
1.2. Alcances	3
2. ANTECEDENTES	4
2.1. Transformación bioquímica de los nutrientes	5
2.1.1. Eliminación de material carbonoso	5
2.1.2. Eliminación biológica del nitrógeno	7
2.1.3. Eliminación biológica del fósforo	9
2.2. Propiedades físicas de la biopelícula	9
2.2.1. Influencia de las condiciones hidrodinámicas	10
2.2.2. Espesor	11
2.2.3. Densidad	12
2.2.4. Geometría	12
2.2.5. Porosidad	13
2.3. Transporte de masa	14
2.4. Desarrollo de la biopelícula	15
2.4.1. Fijación celular al medio de soporte en los sistemas de biopelícula	16
2.4.2. Crecimiento de la biopelícula	16
2.4.3. Polímeros extracelulares	18
2.4.4. Desprendimiento de la biopelícula	18
2.5. Reactores de lecho móvil	19
2.5.1. Medios de soporte	20
2.5.2. Condiciones hidrodinámicas	21
2.5.3. Requerimientos de aireación	22

3. MATERIALES Y MÉTODOS	23
3.1. Descripción de la planta piloto	24
3.2. Selección del medio de soporte	27
3.3. Etapas de experimentación	32
3.4. Muestreo y análisis del agua	33
3.4.1. Plan de muestreo	34
3.4.2. Métodos de análisis	35
4. RESULTADOS	36
4.1. Factores ambientales	36
4.1.1. Temperatura	36
4.1.2. Potencial Hidrógeno	37
4.1.3. Oxígeno disuelto	38
4.2. Demanda Química de Oxígeno	39
4.2.1. Eliminación de la DQO total	40
4.2.2. Eliminación de la DQO soluble	42
4.2.3. Eficiencia de remoción de la DQO	44
4.3. Sólidos	47
4.3.1. Características del crecimiento de la biopelícula	47
4.3.2. Biomasa y tiempo de retención celular	51
4.3.3. Coeficiente de rendimiento	54
4.4. Nitrógeno	55
4.5. Fósforo	58
4.6. Resumen de los resultados	60
5. CONCLUSIONES	63
6. REFERENCIAS	65

NOMENCLATURA

Abreviatura	Subíndices	Definición
A		Área de crecimiento de los microorganismos
	ST	Saturado total
	CS	Corrugaciones saturadas
	IS	Interior saturado
	CD	Corrugaciones a detalle
ATP		Adenosin trifosfato
BL		Bordo libre
CO		Carga orgánica
CSLM		Microscopio confocal laser de barrido, por sus siglas en inglés Confocal scanning laser microscopy
D		Densidad de área superficial
	ST	Saturado total
	CS	Corrugaciones saturadas
	IS	Interior saturado
	CD	Corrugaciones a detalle
DQO		Demanda química de oxígeno
	tot	Total
	sol	Soluble
	sed	Sedimentado
	Inf	Influente
	Ef	Efluente
E		Eficiencia de eliminación de materia orgánica
K		Constante cinética de saturación
M		Rapidez máxima de eliminación de sustrato
NK		Nitrógeno Kjeldahl
OD		Oxígeno disuelto
PTAR		Planta de tratamiento de aguas residuales
Q		Caudal de alimentación
RLM		Reactor de lecho móvil
SBR		Reactor discontinuo, por sus siglas en Inglés Sequencing batch reactor
SF		Sólidos fijos
SLA		Superficie libre del agua
S _o		Concentración de sustrato
SSF		Sólidos suspendidos fijos
SST		Sólidos suspendidos totales
SSV		Sólidos suspendidos volátiles
ST		Sólidos totales
SV		Sólidos volátiles
TRC		Tiempo de retención celular
TRH		Tiempo de retención hidráulico
Y		Coefficiente de rendimiento celular

TABLAS

Tabla 2.1. Factores que afectan la adsorción celular al medio de soporte	16
Tabla 2.2. Ventajas y desventajas de los reactores de lecho móvil	20
Tabla 2.3. Materiales usados como medios de soporte en reactores híbridos	21
Tabla 3.1. Características generales y dimensiones del reactor	25
Tabla 3.2. Canales programados para controlar la operación del reactor	27
Tabla 3.3. Áreas de crecimiento de la biopelícula	30
Tabla 3.4. Densidades de área superficial	31
Tabla 3.5. Características del poliflex	32
Tabla 3.6. Cargas orgánicas, caudales y tiempos de retención hidráulicos	33
Tabla 3.7. Plan de muestreo	34
Tabla 3.8. Métodos de análisis	35
Tabla 4.1. Factores ambientales en cada carga orgánica	36
Tabla 4.2. Remoción de DQO	41
Tabla 4.3. Concentraciones en el efluente y eficiencias de remoción en RLM	42
Tabla 4.4. Eficiencia de remoción de DQO	44
Tabla 4.5. Sólidos en cada carga orgánica	48
Tabla 4.6. Sólidos adheridos al medio de soporte y nitrógeno Kjeldahl	52
Tabla 4.7. Coeficientes de rendimiento	55
Tabla 4.8. Coeficientes de rendimiento obtenidos en diversos estudios	55
Tabla 4.9. Compuestos nitrogenados en cada carga orgánica	58
Tabla 4.10. Resumen resultados de las condiciones de operación del reactor	62

FIGURAS

Figura 3.1. Reactor piloto de lecho móvil empleado durante la experimentación	23
Figura 3.2. Diagrama del reactor	24
Figura 3.3. Instalaciones de control y operación del reactor	26
Figura 3.4. Partículas de material de soporte en sus cuatro diámetros	28
Figura 3.5. Dimensiones de las partículas del material de soporte	28
Figura 3.6. Área de crecimiento con saturado total (A_{ST})	29
Figura 3.7. Área de crecimiento con corrugaciones saturadas (A_{CS})	29
Figura 3.8. Área de crecimiento con el interior saturado (A_{IS})	30
Figura 3.9. Área de crecimiento con corrugaciones a detalle (A_{CD})	30
Figura 3.10. Material de soporte seleccionado: Poliflex de $\frac{3}{8}$ "	31
Figura 4.1. Concentraciones de oxígeno disuelto durante la $CO = 15.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$	38
Figura 4.2. Remoción de DQO_{tot}	40
Figura 4.3. DQO_{Ef} y porcentajes de remoción de DQO	41
Figura 4.4. Remoción de DQO_{sol}	43
Figura 4.5. Modelo linearizado de Stover –Kincannon	46
Figura 4.6. Modelo de Stover –Kincannon	47
Figura 4.7. Biopelícula en la $CO = 6.9 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ y en la $CO = 12.3 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$	49
Figura 4.8. Biopelícula en la $CO = 15.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ y la $CO = 43.3 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$	50
Figura 4.9. Biopelícula dentro del agua durante la $CO = 2.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$	51
Figura 4.10. Sólidos adheridos al medio de soporte	53
Figura 4.11. Tiempo de retención celular	54
Figura 4.12. Concentraciones de nitrógeno amoniacal	56
Figura 4.13. Concentraciones de nitrógeno de nitratos	57
Figura 4.14. Porcentajes de remoción de nitrógeno amoniacal	59
Figura 4.15. Concentraciones de fósforo de fosfatos	60
Figura 4.16. Concentraciones y porcentajes de remoción de fósforo de fosfatos	61
Figura 4.17. Agua de influente y efluente sedimentado de la primer CO	64

1. INTRODUCCIÓN

Mucho se ha avanzado en la investigación y el desarrollo de nuevos sistemas de tratamiento de aguas residuales. Sin embargo sigue siendo latente la carencia de infraestructura de saneamiento en muchos países del mundo y México no es la excepción.

Esto ha ocasionado una constante búsqueda por mejorar los procesos de tratamiento de agua residual y crear sistemas más eficientes y económicos. Así surgen a finales de los años setenta los reactores de lecho móvil (RLM) con el objetivo de incrementar la concentración de biomasa y de obtener un sistema de operación estable.

En 1980 nace el proceso Linpor y en 1984 se empleó por primera vez en Freising, Alemania (Morper y Wildmoser, 1990). Diez años más tarde fue creado el sistema Kaldnes en Noruega y en 1990 se diseñó la primera planta con este proceso en Steinsholt (Rusten *et al*, 1997). Estos han sido los dos sistemas de lecho móvil más estudiados, pero también los han probado en Francia, Holanda, Estados Unidos, Japón, Bulgaria (Lazarova y Manem, 1994) e Italia (Andreottola *et al*, 1999).

La característica principal de los RLM es que en ellos se forma una biopelícula adherida a un medio de soporte que se encuentra en suspensión, en un reactor totalmente mezclado, donde el movimiento es producido por la aireación o por agitación mecánica del agua residual. Los microorganismos se distribuyen en todo el reactor siguiendo la trayectoria de flujo del agua. Esta combinación permite eliminar la recirculación e incrementar la concentración de biomasa activa (Odegaard *et al*, 1994), facilita el transporte de nutrientes del agua a los microorganismos (Lazarova y Manem, 1994), mejora la remoción de materia orgánica y la sedimentación de los lodos producidos (Tyagi y Vembu, 1990), dando como resultado un sistema estable, eficiente, compacto y económico con bajas tasas de producción de lodos (Iwai *et al*, 1990) y bajo consumo de energía (Chaudhry y Beg, 1998).

Uno de los principales factores de los que depende la eficiencia de estos sistemas es del medio de soporte. Recientemente se han diseñado nuevos reactores de este tipo con algunas variantes en su configuración y en los materiales del medio de soporte (Nicolella *et al*, 2000). Los materiales que han empleado son los siguientes: arena y carbón activado en Gran Bretaña y E.U., arena en Alemania y E.U., arena basáltica en Holanda, antraceno en Japón, poliuretano en cubos en Estados Unidos y en Alemania para el proceso Linpor, polietileno en Noruega y Francia, polietileno - tereftalato en cubos para el proceso Captor en Alemania, poliestireno expandido en Bulgaria, poliestireno en cristales en Francia, (Lazarova y Manem, 1994) y polipropileno en Italia (Andreottola *et al*, 1999).

En México no se había trabajado con RLM y dada la necesidad de dar tratamiento a las aguas residuales y las condiciones socioeconómicas del país resulta muy importante generar nuevas alternativas para dar solución al problema del agua residual.

Por lo anterior surge la idea de probar un material de soporte fabricado en el país, con alta densidad de área superficial y bajo costo en un RLM, ya que sus costos de inversión son comparativamente bajos y puede ser un sistema de fácil operación. Se decidió usar un poliducto corrugado de polipropileno con un diámetro de $\frac{3}{8}$ " y una densidad de 0.94 g/cm^3 en un reactor continuo.

Así, este proyecto se constituye como el primer estudio de un RLM en México abriendo la posibilidad de que este sistema pueda ser empleado en un futuro próximo. El objetivo general y los alcances planteados son los siguientes:

1.1. OBJETIVO GENERAL

- Analizar el comportamiento de un reactor continuo de lecho móvil para tratar aguas residuales municipales, usando un nuevo material de soporte de biopelículas.

1.2. ALCANCES

- Construir y operar un reactor continuo de lecho móvil, a nivel piloto, que pueda operar bajo diferentes condiciones de trabajo para tratar aguas residuales.
- Seleccionar un material de soporte de la biopelícula de fabricación nacional y de bajo costo.
- Analizar el desempeño del material seleccionado como medio de soporte durante la operación del RLM considerando la formación de la biopelícula y su resistencia mecánica.

2. ANTECEDENTES

Dentro de los sistemas de tratamiento por medio de biopelículas se encuentran los biodiscos, los reactores de lecho fijo y los reactores de lecho móvil. Estos últimos han cobrado mayor importancia recientemente y se ha estudiado su operación bajo distintas condiciones de trabajo. Los reactores de lecho móvil son sistemas híbridos en los que la biopelícula crece sobre un medio de soporte en movimiento.

Una biopelícula puede ser definida como una estructura compleja y coherente de células y productos celulares como polímeros extracelulares (Characklis y Marshall, 1990). Las biopelículas que crecen en ambientes acuosos son generalmente estructuras heterogéneas que consisten en agregados celulares separados por algunos vacíos y canales intersticiales, que crecen sobre una matriz de polímeros extracelulares (de Beer y Stoodley, 1995).

Los sistemas para tratamiento biológico de aguas residuales por medio de biopelículas son procesos en los cuales crecen poblaciones mixtas de microorganismos en las que predominan las bacterias heterótrofas. Estos microorganismos se adhieren a un medio físico que sirve como soporte para el crecimiento de la biopelícula. Están en contacto directo con el agua, de donde toman los elementos necesarios para su desarrollo: macronutrientes, micronutrientes y elementos traza. Estos elementos entran a la biopelícula por medio de varios procesos, principalmente por difusión molecular. Una vez en el interior de la biopelícula, las bacterias son capaces de metabolizar los nutrientes para su desarrollo. Si los nutrientes no se encuentran disueltos, entonces las bacterias los pueden solubilizar por medio de enzimas extracelulares. Por otro lado, los microorganismos excretan los residuos del metabolismo, mismos que son transferidos posteriormente a la fase líquida.

Comunmente se ha considerado que en los procesos de biomasa adherida, una película profunda y bien desarrollada comprende capas aerobias, anóxicas y anaerobias. Estas capas van de la superficie al fondo de la biopelícula donde las bacterias facultativas y anaerobias transforman la biomasa en ácidos volátiles y gases como CH_4 , CO_2 , H_2 y N_2 . Paralelamente se encuentran en el

medio algunos microorganismos de niveles tróficos superiores (Protozoarios y Metazoarios) que consumen parte de la biopelícula. Esto da como resultado una menor producción de lodos que en el caso de un sistema de lodos activados (Wang *et al*, 1992).

2.1. TRANSFORMACIÓN BIOQUÍMICA DE LOS NUTRIENTES

Es importante conocer el metabolismo de los microorganismos responsables de la degradación de los contaminantes de las aguas residuales para poder comprender las reacciones por medio de las cuales los eliminan. Los microorganismos toman del ambiente las macromoléculas que contienen los elementos necesarios para su desarrollo. La degradación de estas sustancias químicas complejas y la formación de compuestos más sencillos, se llama catabolismo. Durante el catabolismo se acumula energía en forma de ATP que posteriormente es utilizada en el anabolismo. El anabolismo es un proceso en el que los microorganismos sintetizan los componentes celulares necesarios para su crecimiento a partir de los productos intermedios generados en el catabolismo, utilizando la energía acumulada previamente. El metabolismo es el resultado colectivo de reacciones anabólicas y catabólicas (Brock y Madigan, 1993).

Los microorganismos también requieren energía, la cual pueden obtener de distintas fuentes. Los organismos fotótrofos la obtienen a partir de la luz. Los quimiótrofos a partir de reacciones de oxido-reducción. El carbono puede ser utilizado en forma de carbono orgánico (heterótrofos) o de dióxido de carbono (autótrofos). En el caso de los sistemas de tratamiento biológico principalmente se encuentran microorganismos quimioheterótrofos.

2.1.1. Eliminación del material carbonoso

Los microorganismos son los encargados de degradar los contaminantes de las aguas residuales. Estos contaminantes son una mezcla compleja de diversos elementos de los cuales el más abundante es el carbono, principal componente de la materia orgánica. Las aguas residuales municipales presentan generalmente materia orgánica fácilmente biodegradable. Aunque el comportamiento de un consorcio de microorganismos depende de su afinidad con la mezcla de

sustratos, el consumo de sustrato es función de la cantidad de microorganismos y de la concentración de sustrato (Chaudhry y Beg, 1998).

La biodegradabilidad de la materia orgánica está relacionada con el tamaño de las partículas: a menor tamaño, más rápida es su biodegradación. La actividad enzimática está directamente relacionada con el área superficial disponible que es mayor en cuanto menores son las partículas (González-Oliveros, 2000). Las partículas más pequeñas penetran rápidamente las membranas bacterianas mientras que las de mayor tamaño requieren ser hidrolizadas antes de poder ser utilizados en el metabolismo microbiano. Es por esto, que la hidrólisis juega un papel muy importante en la degradación de la materia orgánica.

La cinética de degradación de la materia orgánica de los sistemas de biopelícula aerobia sumergida puede ser descrita por el modelo de Stover-Kincannon (González-Martínez *et al*, 2000). En los modelos cinéticos se debe utilizar la concentración de materia orgánica soluble biodegradable (Rusten *et al*, 1992). En la remoción de la materia orgánica, tanto el oxígeno disuelto como la materia orgánica pueden ser el sustrato limitante (Rusten *et al*, 1992). Aunque Iwai y Kitao (1994) consideran que la hidrólisis puede ser el paso limitante en la remoción de sustratos coloidales o suspendidos en los procesos de biopelícula.

Las tasas de remoción son proporcionales a la carga orgánica. La Carga Orgánica (CO) es la cantidad de alimento que se les proporciona a los microorganismos por unidad de tiempo. Es un parámetro que modifica directamente la estructura de la biopelícula y el tipo de microorganismos que la forman. La CO se puede expresar así:

$$CO = \frac{Q \cdot S_0}{A}$$

Donde:

- CO - Carga orgánica ($g_{DQO}/m^2 \cdot d$)
- Q - Caudal de alimentación ($m^3 \cdot d$)
- S₀ - Concentración de sustrato (g_{DQO}/m^3)
- A - Área de crecimiento de los microorganismos (m^2)

La remoción de la materia orgánica depende de procesos físicos y bioquímicos. Las partículas suspendidas pueden ser removidas por adsorción. Esta acción es meramente física y no depende de la temperatura (Pastorelli *et al*, 1997; Pastorelli *et al* 1997a). La remoción de la materia orgánica soluble es un proceso bioquímico, donde las tasas de remoción observadas se incrementan al aumentar la temperatura. Ésta es la suma de la remoción de la materia orgánica soluble del influente y la remoción de la materia orgánica coloidal hidrolizada en el reactor (Pastorelli *et al*, 1997). Sin embargo, aún no se sabe si las partículas suspendidas son hidrolizadas en el líquido o en la superficie de la biopelícula (Rohold y Harremoës, 1993; Larsen y Harremoës, 1994).

2.1.2. Eliminación biológica del nitrógeno

El nitrógeno es considerado como uno de los principales contaminantes en las aguas residuales porque favorece la eutroficación de los cuerpos receptores de agua. Es por esto, que actualmente se busca que los sistemas de tratamiento ayuden a eliminar este tipo de compuestos. El nitrógeno se puede presentar en forma de amonio molecular, ion amonio, en compuestos orgánicos solubles, materia orgánica en suspensión o bien como nitritos y nitratos. Las etapas en la eliminación del nitrógeno son nitrificación y desnitrificación. La nitrificación consiste en la oxidación biológica del amonio hasta transformarlo en nitratos. La desnitrificación es el proceso de eliminación de nitrógeno por medio de la reducción bioquímica de los nitratos a gas nitrógeno en ausencia de oxígeno disuelto (Surampalli *et al*, 1997).

Los géneros de las bacterias responsables de la oxidación biológica de los compuestos de nitrógeno son *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* que son aerobias estrictas, sin embargo pueden resistir periodos relativamente largos en ausencia de oxígeno.

La nitrificación puede ser afectada por la temperatura, el pH, la penetración de oxígeno en la biopelícula, la relación C/N y el TRC (Rusten y Eliassen, 1993). La temperatura de nitrificación usualmente se reporta en un intervalo de 4° a 50° C con un óptimo de 30° a 36° C (Barnes y Bliss, 1983). El pH óptimo es de 7.5 a 9, abajo de 7 y arriba de 9.8 la nitrificación disminuye en un 50%

(Surampalli *et al*, 1997). Al disminuir la relación C/N se incrementa la nitrificación, sin embargo este diseño no resulta costeable para plantas de tratamiento de agua residual doméstica (Surampalli *et al*, 1997). La actividad de las bacterias nitrificantes puede ser inhibida por sustancias tóxicas, dependiendo de la concentración de la sustancia y del tiempo de exposición. Otros factores que puede afectar la nitrificación son la turbulencia y la facilidad de adherencia de las bacterias al medio de soporte. Las bacterias nitrificantes son microorganismos quimioautótrofos con velocidades de crecimiento inferiores a los organismos heterótrofos por lo tanto se debe asegurar un tiempo de retención celular suficientemente largo para permitir la permanencia de estos microorganismos, sin que se presente un proceso de "lavado" (Characklis y Marshall, 1990).

Además de las condiciones de operación, las tasas de nitrificación van incrementándose y se estabilizan hasta después de un año de operación de un reactor (Boller *et al*, 1986). Rusten *et al* (1995) encontraron que las tasas máximas de nitrificación se alcanzan en biopelículas maduras (después de 116 días de iniciada la nitrificación), las biopelículas jóvenes sólo llegan a un 50 % de las tasas máximas.

Las bacterias desnitrificantes son heterótrofas y utilizan el oxígeno de los nitratos como receptor de electrones (Helmer y Kunst, 1997). Entre ellas están los géneros *Pseudomonas*, *Micrococcus*, *Achromobacter* y *Bacillus* (Surampalli *et al*, 1997).

La desnitrificación ocurre en un intervalo de temperatura de 10 a 30 °C. El intervalo óptimo de pH es de 6.5 a 8 y la desnitrificación se reduce cuando se tienen valores menores que 6 y mayores que 9. Las concentraciones de oxígeno disuelto mayores que 1 mg/l también inhiben la desnitrificación (Surampalli *et al*, 1997). Un parámetro clave en la desnitrificación es la relación C/N. Se deben tener relaciones con un valor mínimo de 3 $\text{g}_{\text{DQO}}/\text{g}_{\text{N-NO}_3}$ para garantizar una buena desnitrificación en reactores anóxicos (Rusten *et al*, 1994).

Se ha encontrado evidencia de nitrificación y desnitrificación simultánea en RLM (Rusten y Eliassen, 1993). La explicación física de este fenómeno es que se forman microzonas anóxicas en

la parte interna de la biopelícula, permitiendo que los heterótrofos desnitrifiquen (Helmer y Kunst, 1997). También Garzón-Zúñiga y González-Martínez, (1996) reportan que observaron nitrificación y desnitrificación simultánea durante la fase aerobia de un reactor de biopelícula.

2.1.3. Eliminación biológica del fósforo

Otro de los contaminantes importantes, presentes en las aguas residuales es el fósforo. Éste se presenta en forma de ortofosfatos, polifosfatos o como fósforo orgánico. Según Wang *et al* (1998) en los sistemas aerobio-anóxicos no se tiene un compartimento en el que se desarrollen bacterias (quimioheterótrofas) acumuladoras de fosfato porque no existen las condiciones anaerobias-aerobias necesarias para su crecimiento. Sin embargo, en los procesos biológicos de tratamiento secundario convencionales hay una remoción parcial de fósforo durante la remoción de carbono, ya que los microorganismos requieren este elemento para la síntesis de biomasa (Surampalli *et al*, 1997). La biopelícula toma los fosfatos y los fosforila, lo que disminuye el contenido de orto-fosfatos y aumenta los polifosfatos en la biopelícula en condiciones aerobias. En condiciones anóxicas el fósforo inorgánico también es convertido en polifosfatos con los nitratos como fuente de oxígeno (Wang *et al*, 1998).

2.2. PROPIEDADES FÍSICAS DE LA BIOPELÍCULA

Las propiedades físicas definen la forma y la estabilidad mecánica de la biopelícula. Una característica de este tipo de reactores es que la biopelícula presenta una tendencia a cambiar de densidad, espesor y forma de acuerdo con las condiciones de operación (Nicolella *et al*, 2000). Esto afecta la transferencia de masa, el proceso de desprendimiento (Stoodley *et al*, 1999) y las características hidrodinámicas del reactor. Además, la estructura de la biopelícula puede ser alterada por la incorporación de nuevas especies a la población de la biopelícula o viceversa, esto a su vez afecta la rapidez y la profundidad de transporte de masa puesto que ambas son altamente dependientes de la morfología de la superficie y de la estructura interna de la biopelícula (Okabe *et al*, 1998).

Por esto es conveniente conocer las propiedades físicas de la biopelícula y así definir las condiciones de operación más favorables para un biorreactor. Las propiedades físicas que más influyen en la cinética de degradación son el espesor, la densidad, la geometría y la porosidad. Éstas son las que se abordan en el presente capítulo, además de la influencia de las condiciones hidrodinámicas.

2.2.1. Influencia de las condiciones hidrodinámicas

Las condiciones de flujo en el reactor modifican las propiedades físicas de la biopelícula, por consiguiente afectan su estabilidad y el transporte de masa. Si se tienen altas velocidades de flujo (con una misma concentración de sustrato), se van a tener biopelículas delgadas y compactas (Piciooreanu *et al*, 2000; Vieira *et al*, 1993). Al incrementar el número de Reynolds, aumenta la densidad de la biopelícula (Wäsche *et al*, 1999; Rasmussen y Lewandowski, 1998), la rigidez y la estabilidad mecánica, dando como resultado mayor resistencia al desprendimiento (Rasmussen y Lewandowski, 1998). Esto se puede interpretar como una respuesta biológica en la que las bacterias refuerzan la matriz extracelular para protegerse de las agresivas condiciones hidrodinámicas (Wijeyekoon *et al*, 1999). Como consecuencia se tiene un incremento en la resistencia a la difusión (Vieira *et al*, 1993; Cassey *et al*, 2000) y disminuciones en la transferencia de masa y en la tasa de reacción (Cassey *et al*, 2000).

Por otro lado, si se tienen velocidades bajas se favorece la formación de biopelículas gruesas. Éstas tienen mayor cantidad de biomasa activa, concentrada en las capas exteriores, que consumen grandes cantidades de sustrato (Melo y Vieira, 1999). Sin embargo son menos resistentes, por lo tanto sus capas superficiales pueden ser removidas fácilmente por las fuerzas cortantes del flujo de agua. Esto significa que la mayor parte de la biomasa activa puede ser lavada durante el proceso de desprendimiento. A pesar de esto parecen ser menos susceptibles a la carencia de sustrato en ciertos periodos (Melo y Vieira, 1999). Así pues se recomienda buscar un balance entre la estabilidad física y la actividad biológica (Melo y Vieira, 1999).

2.2.2. Espesor

En los reactores de biopelícula, el control del espesor es reconocido como uno de los parámetros de control más importantes en el desempeño y de la eficiencia del proceso ya que puede ser un factor limitante en la capacidad de operación (Lazarova y Manem, 1994; Nikov *et al*, 1999). Sin embargo, el control del espesor de la biopelícula es difícil (Nicolella *et al*, 2000) y resulta un factor crítico en la optimización de este tipo de sistemas (Cassey *et al*, 2000).

Las condiciones de flujo constituyen un parámetro que influye en el espesor. Para una misma carga orgánica, al incrementar el número de Reynolds disminuye el espesor de la biopelícula debido al incremento de las fuerzas (Wäsche *et al*, 1999; Stoodley *et al*, 1999). Por otro lado se ha visto que en biopelículas que crecieron en flujo laminar el espesor será significativamente mayor cuando se tienen cargas orgánicas altas; mientras que en flujo turbulento el espesor de la biopelícula no se modifica significativamente al variar la carga orgánica (Wäsche *et al*, 1999). Esto significa que en flujo laminar la carga orgánica va a influir más en el espesor de la biopelícula, mientras que en flujo turbulento influirá más el número de Reynolds.

Una película delgada, activa y estable, ofrece más ventajas para el tratamiento del agua residual, ya que permite un mejor intercambio de nutrientes (Lazarova y Manem, 1994; Larsen y Harremøes, 1994). Sin embargo, las biopelículas profundas permitirían llevar a cabo una combinación de metabolismos aerobio y anaerobio que podrían darle una mayor eficiencia al sistema. El espesor de la biopelícula es uno de los parámetros que controla la forma y los perfiles de difusión (Beyenal y Lewandowsky, 2000). Generalmente el espesor de las biopelículas puede variar de algunos micrones a más de 1 mm (Tyagi y Vembu, 1990).

Así, se pueden distinguir dos tipos de bacterias a distintas profundidades en una biopelícula las activas y las inactivas. Las primeras son aquellas que se encuentran en la parte superior y pueden obtener los nutrientes que requieren por difusión (Garzón-Zúñiga y González-Martínez, 1996). Según Tyagi y Vembu (1990) la capa metabólicamente activa tiene un espesor de 50 - 200 μm . Las bacterias inactivas se encuentran en la capa más profunda de la biopelícula y son las

responsables del grosor (Moreau *et al*, 1994). Sin embargo, se considera que en las capas profundas también hay actividad metabólica, ya que se presentan procesos de fermentación ácida, oxidación de la materia orgánica y reducción de los iones nitrito y nitrato formados en la capa aerobia (Garzón-Zúñiga y González-Martínez, 1996).

2.2.3. Densidad

La densidad de la biopelícula estará en función de la densidad de las células, los exopolímeros, el sustrato, la cantidad de agua y los productos residuales (Wood y Whitaker, 1999).

Las biopelículas no tienen características físicas uniformes. Al analizar su estructura en secciones horizontales, se observó que tienen mayor densidad en la parte profunda (Okabe *et al*, 1998). La densidad es mayor cuando se tienen CO más bajas (Wäsche *et al*, 1999). La densidad también se incrementa al aumentar el número de Reynolds en la fase líquida (Wäsche *et al*, 1999). Por otro lado el crecimiento biológico modifica las características de mezclado, debido a que la biomasa tiene una densidad mayor a la del medio de soporte (Nicolella *et al*, 2000). La densidad de la biopelícula puede variar de 30 a 100 mg/cm³ (Tyagi y Vembu, 1990).

2.2.4. Geometría

Tradicionalmente se pensaba que las biopelículas eran estructuras planas, homogéneas e independientes del ambiente complejo y dinámico en el cual crecen. También se pensaba que la difusión era el mecanismo predominante en el transporte de masa y que los perfiles de sustrato y la profundidad de penetración estaban basadas únicamente en el espesor de la biopelícula sin importar la microestructura interna. Recientemente se ha visto que existe una considerable heterogeneidad estructural relacionada con la profundidad (Wijeyekoon *et al*, 1999).

De acuerdo con lo que se ha encontrado con el microscopio confocal laser de barrido (CSLM por sus siglas en inglés, Confocal Scanning Laser Microscopy), el concepto moderno de biopelícula es el de columnas discretas formadas por mezclas de especies de bacterias embebidas en una

matriz de polímeros rodeadas de canales altamente permeables (De Beer *et al*, 1994; Lawrence *et al*, 1991). Las biopelículas están formadas por una red de biomasa filamentosa, que a menudo presenta forma de panal, misma que ayuda al transporte de masa y que además la vuelve más resistente a las fuerzas cortantes ocasionadas por el flujo del agua (Okabe *et al*, 1998). Sin embargo, actualmente sigue causando controversia si todas las biopelículas, incluso las más compactas formadas bajo condiciones turbulentas, presentan esa estructura con muchos canales, especialmente en los casos de las biopelículas viejas (Melo y Vieira, 1999).

La estructura de la biopelícula, a su vez influye en los mecanismos y velocidad de transporte en el interior de la biopelícula (Beyenal y Lewandowski, 2000; Stoodley *et al*, 1999). En cinéticas limitadas por la concentración de sustrato, por ejemplo, se formarán biopelículas lisas, en las que decrece la rugosidad después de cubrirse la superficie del medio de soporte (Picioreanu *et al*, 2000).

Cuando hay suficiente sustrato, las bacterias crecen en colonias circulares y la biomasa se expande en todas direcciones, este régimen se podría llamar de expansión isotrópica de la biopelícula (Picioreanu *et al*, 2000). Conforme crece la biopelícula pueden ocurrir dos cosas: si el sustrato no está limitado, las colonias crecerán hasta formar una biopelícula continua, pero si hay carencia de sustrato, el crecimiento de la biopelícula será preferencialmente perpendicular a la superficie del medio de soporte y las colonias crecerán con forma filamentosa (Picioreanu *et al*, 2000).

2.2.5. Porosidad

La porosidad indica la irregularidad volumétrica de la estructura de la biopelícula (Picioreanu *et al*, 2000). Al analizar la estructura de la biopelícula en secciones verticales, se ha observado claramente que existen canales de agua que conectan la parte profunda con la fase líquida. Por otro lado se ha visto que una misma biopelícula, después de tres semanas, se vuelve más densa y algunos espacios intersticiales se van llenando, sin embargo siguen existiendo aberturas hasta el fondo de la biopelícula (Okabe *et al*, 1998). La porosidad decrece durante el periodo de

expansión isotrópica (Piciooreanu *et al*, 2000). La porosidad varía de 84-93% en las capas superficiales a 67-68% en las capas más profundas de la biopelícula (Bishop, 1997).

2.3. TRANSPORTE DE MASA

Los reactores de lecho móvil pueden ser clasificados como reactores de tres fases: sólida, líquida y gaseosa. Los coeficientes de transferencia de masa (gas-líquido, líquido-sólido) y los parámetros cinéticos son importantes en el diseño de este tipo de reactores (Nicolella *et al*, 2000), ya que van a controlar las transformaciones que llevan a cabo los microorganismos (Okabe *et al*, 1998). Estos fenómenos están estrechamente relacionados con la estructura de la biopelícula.

En un sistema de biopelícula hay un flujo de partículas y compuestos disueltos que viajan de la fase líquida hacia el interior, debido a los procesos de difusión y convección (Bishop, 1997). La profundidad de penetración del sustrato depende principalmente de la porosidad de la biopelícula, la concentración del sustrato en el líquido, la transferencia de masa en la interfase biopelícula-líquido y la rapidez de reacción en la biopelícula (Nicolella *et al*, 2000). En la biomasa, la difusión es el modo predominante de transporte de masa (de Beer y Stoodley, 1995), mientras que en los canales internos de la estructura de la biopelícula, se ha demostrado claramente que existe un flujo convectivo (de Beer *et al*, 1994; Stewart, 1998; Bishop, 1997), que facilita significativamente el transporte de sustrato (Okabe *et al*, 1998).

La difusión depende del tipo de soluto y de la densidad de la biopelícula. Stewart (1998) hace una distinción de tres categorías fisicoquímicas de solutos en orden descendente de permeabilidad efectiva de difusión. Así los solutos con mayor difusión son los iones inorgánicos, posteriormente los solutos no polares con peso molecular menor o igual que $44 \text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$ y los de menor difusión son los solutos orgánicos con peso molecular mayor que $44 \text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$. Con velocidades bajas de crecimiento, la difusión efectiva relativa es casi constante a distintas profundidades y, con altas velocidades de crecimiento la difusión decrece con la profundidad. Por otro lado, al incrementar la velocidad de crecimiento disminuyen los coeficientes de difusión mientras que al incrementar la concentración de la materia orgánica la difusión también aumenta. Los perfiles de difusión son

más afectados por la concentración de materia orgánica que por la velocidad de flujo (Beyenal y Lewandowski, 2000).

Para que las poblaciones de la biopelícula sean capaces de aprovechar como sustrato los nutrientes presentes en el agua residual, tanto el sustrato como el oxígeno, deberán atravesar la capa líquida adherida a la superficie de baja turbulencia y, por lo tanto, de baja transferencia y difundirse hacia el interior de la biopelícula. Esto se logra gracias al gradiente de concentraciones entre el interior y el exterior de la biopelícula. Rasmussen y Lewandowski (1998) encontraron que hay transporte convectivo de masa cerca de la interfase entre la biopelícula y la capa líquida. La difusión puede controlar la rapidez de la reacción (Rusten *et al*, 1992). Hem *et al* (1994) también afirman que la difusión en la capa líquida es un parámetro importante en los reactores de lecho móvil.

Una biopelícula completamente penetrada es aquella en la que los nutrientes y el oxígeno disuelto penetran hasta las capas más profundas. Por el contrario se tiene una biopelícula parcialmente penetrada cuando los nutrientes y el oxígeno disuelto no logran penetrar hasta las capas más profundas.

El crecimiento de los microorganismos depende del transporte de nutrientes y del flujo de un receptor de electrones a través de la capa líquida. Generalmente los nutrientes están suministrados en exceso, no así el oxígeno (receptor de electrones) (Chaudhry y Beg, 1998). Según Santegoeds *et al* (1998), el oxígeno es consumido en los primeros 0.2 mm de la biopelícula independientemente de su espesor.

2.4. DESARROLLO DE LA BIOPELÍCULA

El desarrollo de la biopelícula está determinado por diversos procesos, los cuales pueden ser “positivos” como son la fijación, la división celular y la producción de polímeros o “negativos” como son el desprendimiento y la muerte celular. Cuando hay cambios en el balance de estos

procesos se pueden tener alteraciones en las propiedades estructurales en la biopelícula, por ejemplo en la porosidad, la compactación y la rugosidad (Picioreanu *et al*, 2000).

2.4.1. Fijación celular al medio de soporte en los sistemas de biopelícula

La fijación de la biopelícula se lleva a cabo en dos fases. La primera es una adsorción físico-química reversible (Nikov *et al*, 1999) en la que existe una interacción débil entre los microorganismos y el medio de soporte. Ésta incluye fuerzas de van der Waals, interacciones electrostáticas y posibles puentes de polímeros. La segunda es una adhesión irreversible caracterizada por la presencia de polímeros extracelulares. En algunos casos la adhesión reversible puede reflejar la baja afinidad entre la célula y el material de soporte (Characklis y Marshall 1990). La adsorción celular sobre las superficies sólidas puede ser afectada por varios factores, estos factores se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 2.1. Factores que afectan la adsorción celular al medio de soporte.

Del medio de soporte	De los microorganismos	Del medio ambiente
Forma y tamaño ¹	Competencia entre especies ¹	Tiempo de contacto ¹
Carga electrostática ^{1,2,3}	Presencia de especies mediadoras ¹	Temperatura ¹
Fuerzas de van der Waals ²		Condiciones hidrodinámicas ^{1,2,3}
Porosidad ^{1,2}		
Rugosidad ^{1,2}		
Hidrofobicidad ^{2,3}		

¹ Tyagi y Vembu, 1990; ² Gavrilescu y Macoveanu, 2000; ³ Iwai y Kitao, 1994

2.4.2. Crecimiento de la biopelícula

En los reactores de lecho móvil los microorganismos crecen en forma de biopelícula. Esta resulta una condición conveniente, ya que las biopelículas ofrecen muchas ventajas. Entre ellas se cuentan la buena capacidad de retención y alta concentración de biomasa, la eliminación de largos periodos de sedimentación y la coexistencia de actividad metabólica aerobia, anóxica y eventualmente anaerobia, en un mismo ecosistema (Iwai y Kitao, 1994).

Characklis y Marshall (1990) describen de manera general la formación de la biopelícula como el resultado de la interacción entre diversos procesos físicos, químicos y biológicos. Todas estas interacciones resultan muy importantes, ya que influyen directamente en la capacidad de degradación de los contaminantes y en la estabilidad del sistema. El desarrollo de una biopelícula se puede dividir en cuatro fases: inducción o colonización, acumulación o crecimiento logarítmico, crecimiento desacelerado y estacionaria.

a) Fase de inducción.- Comprende la adsorción de compuestos orgánicos y la colonización del medio de soporte por las bacterias. Las células adheridas crecen, se reproducen y secretan polímeros extracelulares formando una biopelícula con matriz gelatinosa (Characklis y Marshall, 1990).

b) Crecimiento logarítmico.- Se caracteriza por tener tasas de división celular constantes. La película es delgada y comúnmente no cubre toda la superficie de contacto. Presenta actividad metabólica, composición química celular y otras características fisiológicas uniformes (Iwai y Kitao, 1994). En esta etapa se podrían adherir otras bacterias, que aprovechan la primera capa de la biopelícula como soporte. Es posible que las biopelículas inicien como microcolonias y con el tiempo crezcan hasta juntarse, traslaparse y formar una biopelícula continua (Bishop, 1997).

c) Crecimiento desacelerado.- La película continúa creciendo y cuando su espesor es mayor que la profundidad efectiva, comienza a disminuir la velocidad de crecimiento, manteniéndose un valor constante. La profundidad de la capa efectiva no varía con respecto al espesor de la biopelícula. El sustrato utilizado por los microorganismos se utiliza exclusivamente para mantenimiento celular, presentándose un equilibrio entre la tasa de suministro y el consumo de sustrato (Iwai y Kitao, 1994; Garzón-Zúñiga y González-Martínez, 1996).

d) Fase estacionaria.- Durante esta fase la tasa de crecimiento celular se detiene debido a la disminución en la concentración del sustrato disponible, a la alta densidad de población, a una presión parcial de oxígeno más baja y a la acumulación de productos metabólicos. Desde el punto

de vista teórico en esta etapa se tienen presentes todas las especies posibles bajo esas condiciones y se alcanza un equilibrio dinámico en la cadena trófica (González-Martínez, 1998).

2.4.3. Polímeros extracelulares

En la fase inicial se adhieren algunos microorganismos a la superficie del medio de soporte, posteriormente se reproducen y se fijan con ayuda de polímeros extracelulares excretados por ellos mismos y que forman parte de la biopelícula (Iwai y Kitao, 1994). Esta matriz de polímeros contiene usualmente grandes cantidades de polisacáridos. Su producción es alta en los primeros días de colonización y posteriormente tiende a disminuir hasta alcanzar un valor estable (Lopes *et al*, 1999).

La adhesión irreversible de las células al medio de soporte esta determinada por las propiedades físicas de las macromoléculas en la superficie celular y la formación de puentes de polímeros extracelulares responsables del anclaje de las células al medio (Lopes *et al*, 1999).

Los polímeros extracelulares determinan las características reológicas de la matriz celular. Las biopelículas pueden ser consideradas como polímeros en forma de gel de alta porosidad (Characklis y Marshall, 1990). Según Stoodley *et al* (1999) se comportan como elásticos o sólidos viscoelásticos a fuerzas cortantes bajas (5.09 N/m^2) pero se comportan como líquidos viscoelásticos a fuerzas cortantes elevadas (como fluidos no newtonianos).

2.4.4. Desprendimiento de la biopelícula

El espesor de la biopelícula va aumentando en tanto se suministren los nutrientes necesarios para los microorganismos y se difundan al interior de la biopelícula. Cuando hay limitación de nutrientes los microorganismos utilizan algunos compuestos celulares como reserva de alimento, pero cuando se agotan empiezan a consumir los polímeros extracelulares (González-Martínez, 1998; Allison *et al*, 1998; Gavrilesu y Macoveanu, 2000).

Estos polímeros dan resistencia a la matriz celular, así que al ser consumidos se pierde adherencia y la biopelícula puede ser desprendida y arrastrada por el flujo del agua. Posteriormente se tendrá un fenómeno de regeneración de la biopelícula (Moreau *et al*, 1994).

Hay varios factores que influyen en el desprendimiento, incluyendo las características del medio de soporte (Nicoletta *et al*, 2000), la morfología de la biopelícula (Cassey *et al*, 2000; Nicoletta *et al*, 2000), las condiciones hidrodinámicas (Characklis y Marshall, 1990; Gavrilescu y Macoveanu, 2000; Nicoletta *et al*, 2000; Chaudhry y Beg, 1998; Cassey *et al*, 2000), la abrasión causada por el choque entre partículas y la depredación (Characklis y Marshall, 1990).

2.5. REACTORES DE LECHO MÓVIL

Los reactores para el tratamiento de aguas residuales son sistemas heterogéneos donde los procesos físicos, químicos y biológicos interactúan de diferente forma en regiones bien definidas. La fase sólida contiene la población microbiana. La fase fluida actúa como medio de transporte de calor y de masa (oxígeno y nutrientes) y ayuda a controlar la temperatura y el pH. Por la naturaleza de su interacción ambas fases pueden considerarse como una región continua (López *et al*, 1999). Los reactores de biopelícula sumergida pueden ser considerados como reactores catalíticos. La composición y distribución de las poblaciones microbianas dependerá de factores como el comportamiento hidráulico, el pH, la temperatura y las características del agua residual (González-Martínez y Duque-Luciano, 1992).

Los reactores de lecho móvil permiten una buena transferencia de masa, reducen los problemas de difusión en la biopelícula, aceleran las reacciones bioquímicas al aumentar el área de transferencia entre la película y el líquido e incrementa la superficie específica disponible para el crecimiento de las bacterias (Lazarova y Manem, 1994). Estas características permiten una alta remoción de materia orgánica, bajos tiempos de retención hidráulicos, mejor transferencia de oxígeno y baja producción de lodos (Lazarova y Manem, 1994). Además, son reactores que tienen la ventaja de operarse fácilmente, en continuo, sin necesidad de recircular biomasa y sin

problemas de sedimentación (Rusten *et al*, 1997). En la tabla 2.2. se presentan las principales características de los reactores de lecho móvil.

Tabla 2.2. Ventajas y desventajas de los reactores de lecho móvil.

Ventajas
Alta eficiencia en la remoción de carbono y nitrógeno ¹ Bajos tiempos de retención hidráulicos ¹ El proceso es poco sensible a las fluctuaciones del agua residual ¹ Tiene buena transferencia de oxígeno ¹ Disminuyen los problemas de difusión de nutrientes en la biopelícula ² Baja producción de lodos ¹ No hay que retrolavar ni recircular biomasa Las pérdidas de carga hidráulicas son insignificantes Requieren poco terreno comparado con los procesos convencionales
Desventajas
La inversión en el material de soporte Requiere altas concentraciones de OD, para lograr un alto nivel de nitrificación ³ Posible saturación del medio de soporte (dependiendo de la configuración)

¹ Sutton y Mishra, 1990; ² Lazarova y Manem, 1994; ³ Münch *et al*, 1999

2.5.1. Medios de soporte

El medio de soporte es el material sobre el que se desarrolla la biopelícula. Su selección debe cumplir con ciertas características específicas:

- Alto grado de adherencia de la biopelícula ¹
- Alta densidad de área superficial
- Alta porosidad ^{1,2}
- Estabilidad química y biológica ^{1,2}
- Resistencia mecánica ^{1,2}
- Bajo precio ¹
- Facilidad de fabricación y transportación ¹

- Durabilidad ¹
- Homogeneidad ²

¹ Iwai y Kitao, 1994; ² Morper y Wildmoser, 1990

Tabla 2.3. Materiales usados como medios de soporte en reactores híbridos (Iwai y Kitao, 1994).

Granular irregular	Granular uniforme	Medios con Forma de postes	Platos	Bloques porosos
Arena	Anillos rashig	Postes de madera	Platos de madera	Tubos de plástico
Cuarzo	Tubos de plástico	Ramas de árbol	Platos de plástico	Tubos de panal
Roca volcánica	Anillos pall		Corrugados de plástico	
Coque				
Carbón				
Conchas de moluscos				
Piezas de plástico				
Piezas de corcho				
Piezas de madera				

2.5.2. Condiciones hidrodinámicas

Las condiciones hidrodinámicas son importantes ya que afectan directamente las propiedades físicas de la biopelícula y éstas a su vez las tasas de consumo de los reactores. Hay varios factores que afectan las condiciones hidráulicas (velocidad de circulación y las condiciones del mezclado), entre ellos: la geometría del reactor, la tasa de suministro de aire, la densidad de las partículas de soporte con biopelícula (Nicolella *et al*, 2000).

En reactores con material de soporte de baja densidad y volúmenes bajos, las partículas siguen las trayectorias del movimiento del flujo del agua y éstas, a su vez, se van a desplazar siguiendo el flujo de aire. Así pues, lo que se busca es que se distribuyan homogéneamente en todo el volumen del reactor.

2.5.3. Requerimientos de aireación

La aireación es el proceso por medio del cual se provee a los microorganismos del oxígeno necesario para desarrollar sus funciones metabólicas. La demanda de oxígeno obedece al consumo de materia orgánica y a la nitrificación.

Es importante mantener cierta concentración de oxígeno disuelto en la fase líquida, ya que afecta la profundidad de penetración del oxígeno en la biopelícula, lo cual determina el espesor de la capa activa y consecuentemente la efectividad de la misma (Bishop, 1997; Iwai y Kitao, 1994). Tomando en cuenta los costos que representa el consumo de energía del sistema de aireación y el espesor de la biopelícula, se puede estimar que el intervalo óptimo de suministro de oxígeno en un sistema de este tipo se encuentra entre 2 y 3 mg/l de oxígeno disuelto (Iwai y Kitao, 1994).

También se debe tener en cuenta que el oxígeno suministrado no es utilizado totalmente por el sistema. Hay factores que afectan la transferencia de oxígeno: la presencia de tensoactivos, la turbulencia, la geometría del tanque, los dispositivos de aireación, el número y tamaño de burbujas, la cantidad de sólidos disueltos y los efectos de la presión y la temperatura.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

En este capítulo se describe el reactor, el medio de soporte y su proceso de selección, las etapas de experimentación, el programa de muestreo y se hace referencia a los métodos analíticos utilizados.

El trabajo experimental se realizó en un reactor piloto instalado en la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Ciudad Universitaria, por lo que el agua que recibe es principalmente el agua residual de la propia Universidad y de la colonia Copilco el Alto. Esta mezcla, por sus características generales puede ser considerada como agua residual doméstica. El reactor se operó en forma continua, con alimentación semicontinua, régimen de mezcla total y temperatura ambiente. La variable de control fue la carga orgánica. Las variables analizadas fueron: el efecto de los principales factores ambientales, la degradación de materia orgánica medida como DQO (Demanda Química de Oxígeno), la generación de sólidos, los cambios en los compuestos nitrogenados y la concentración de fósforo. La figura 3.1. muestra una fotografía del reactor.

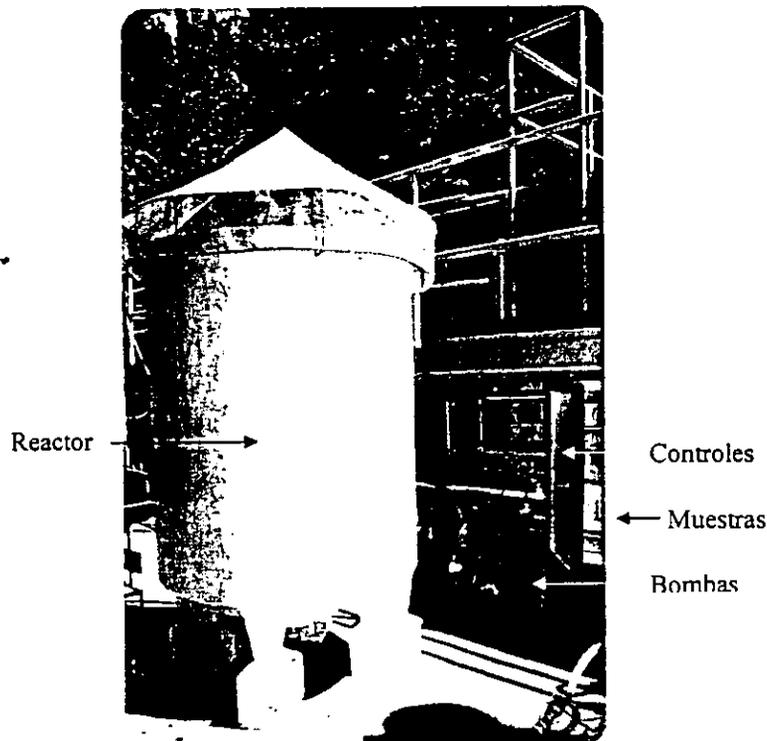


Figura 3.1. Reactor piloto de lecho móvil empleado durante la experimentación.

La experimentación se dividió en dos fases, una etapa de arranque y una etapa de evaluación. En la primera etapa se inició la operación del reactor y durante la segunda se analizó el comportamiento del reactor bajo seis cargas orgánicas entre 2.8 y 43.3 $\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

3.1. DESCRIPCIÓN DE LA PLANTA PILOTO

El tanque del reactor es de asbesto. Tiene forma cilíndrica y un remate de cono truncado en la parte inferior como se muestra en la siguiente figura.

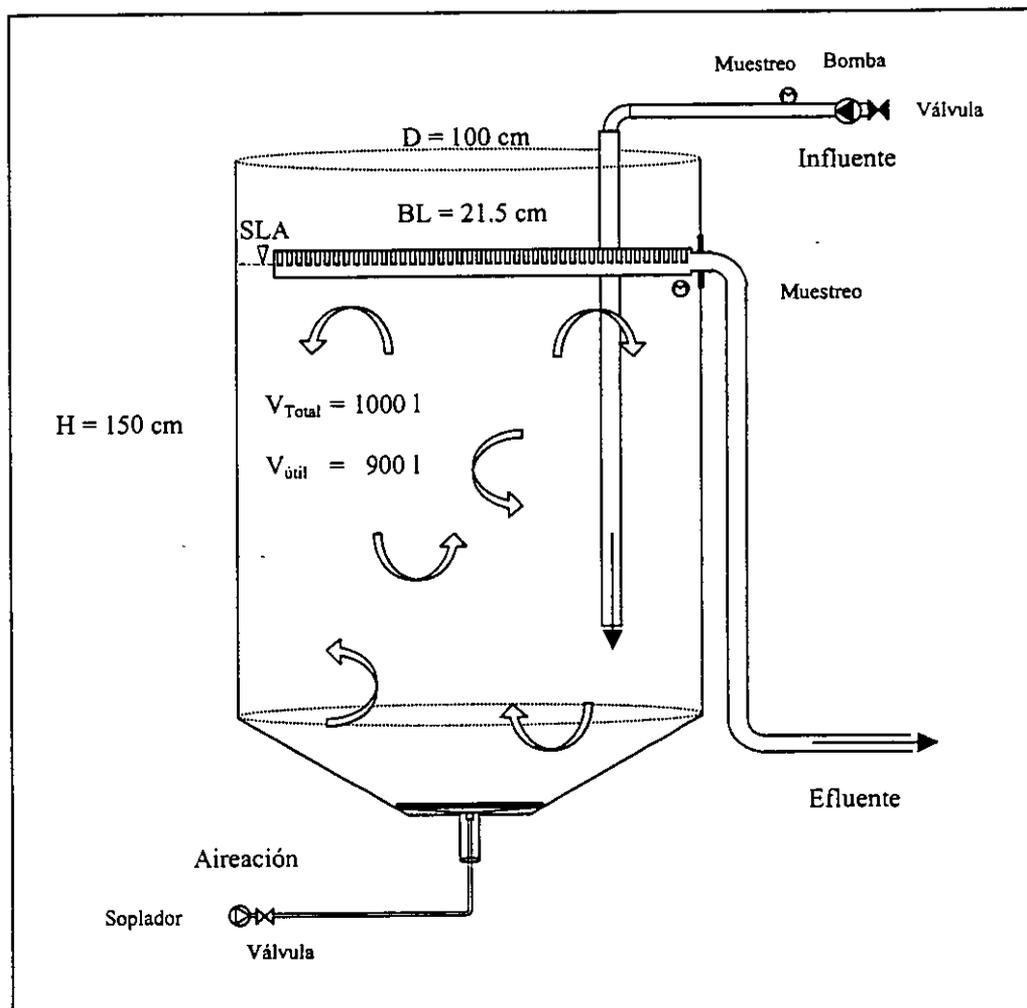


Fig. 3.2. Diagrama del reactor.

En la tabla 3.1. se tienen las principales dimensiones del tanque de reacción y los datos relacionados con el material de soporte.

Tabla 3.1. Características generales y dimensiones del reactor.

Altura total	150 cm
Diámetro	100 cm
Tirante de agua	128.5 cm
Bordo libre	21.5 cm
Volumen total	1 m ³
Volumen de operación	900 l
% del volumen del reactor con material de soporte	27 %
Volumen de agua desplazado por el medio de soporte	50 l
% del volumen real del material de soporte	6 %
Densidad de área superficial del material de soporte	590 m ² /m ³
Área total del medio de soporte	140 m ²

El reactor fue alimentado en forma continua mediante una bomba centrífuga de flecha horizontal e impulsor abierto, con una potencia de ¼ de HP. El nivel de la alimentación se colocó a 50 cm del fondo del tanque. La descarga fue por gravedad, con un bordo libre de 21.5 cm.

La carga orgánica se ajustó por medio del caudal de agua residual, controlando el tiempo de bombeo con un reloj programable, en ciclos que tuvieron una variación de 3 a 25 min, garantizando que se tuviera el mayor número de ciclos posibles en cada TRH (Tiempo de Retención Hidráulico). El volumen del medio de soporte y el caudal de bombeo se mantuvieron constantes.

El aire fue suministrado en forma continua por un compresor. El flujo fue controlado con una válvula selenoide conectada al reloj programable y con una válvula manual de bola. La descarga fue a través de un difusor circular de burbuja fina ($\Phi = 35$ cm) colocado en la parte inferior del reactor para evitar sedimentación y acumulación de los lodos generados. El aire suministrado sirve como fuente de oxígeno para los microorganismos y como medio de agitación en el reactor.

Con objeto de lograr una mezcla correcta, se hizo una prueba con agua limpia y el medio de soporte en la que se verificó que se tuviera una mezcla total de las partículas de soporte en todo el reactor. Es importante tener una mezcla adecuada para lograr condiciones homogéneas en el reactor y así favorecer la transferencia de oxígeno y el contacto entre las partículas contaminantes y los microorganismos.



Figura 3.3. Instalaciones de control y operación del reactor.

Se instalaron también dos bombas peristálticas programadas para funcionar al mismo tiempo que la bomba de alimentación. Una bomba se utilizó para muestrear el influente a partir de una derivación de la línea de alimentación y la otra bomba se utilizó para muestrear el efluente, tomando la muestra a la altura de la descarga. Ambas bombas descargaban a dos recipientes colocados dentro de un refrigerador para mantenerlas a baja temperatura y evitar que se alteraran durante el ciclo de muestreo (figura 3.3) (el programa de muestreo se detalla más adelante).

La operación del reactor fue controlada automáticamente por medio de un reloj programable de seis canales, los cuales estaban distribuidos como se muestra en la tabla 3.2.

Una vez que se seleccionó este conducto como material de soporte, se tenían cuatro diámetros. Se consideró que sería conveniente tener una relación 1:1 (longitud:diámetro) para tener partículas que permitieran un crecimiento uniforme. En la figura 3.4. se muestran las partículas de distintos diámetros del medio de soporte:

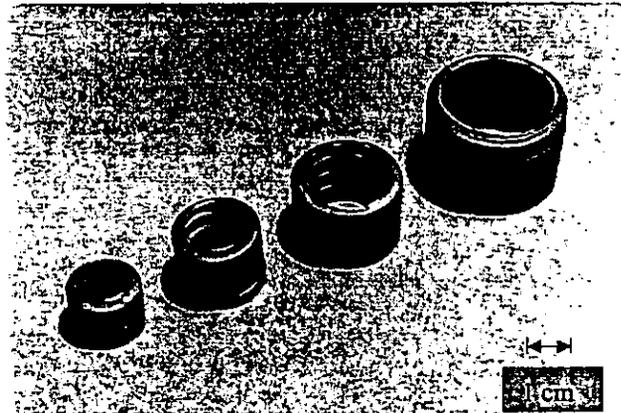
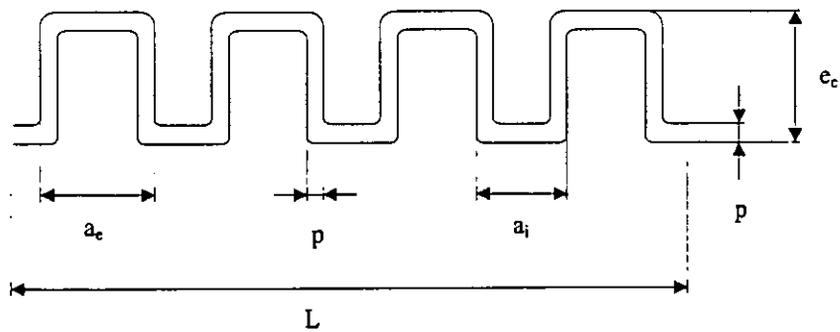


Figura 3.4. Partículas de material de soporte en sus cuatro diámetros.

Para decidir el diámetro a usar se calculó el área de cada uno de ellos. Las dimensiones de las partículas son las siguientes:



Diámetro Nominal	Diámetro (cm)		Longitud (cm)		Radio (cm)		Ancho (cm)		Espesor (cm)	
	Interior	Exterior	Medida	calculada	Interior	Exterior	Interior	Exterior	corrugado	de pared
D_n	D_i	D_e		L	r_i	r_e	a_i	a_e	e_c	p
3/8"	1.10	1.56	1.20	1.20	0.55	0.78	0.16	0.20	0.23	0.03
1/2"	1.45	1.94	1.60	1.60	0.73	0.97	0.22	0.26	0.25	0.04
3/4"	1.84	2.44	1.70	1.76	0.92	1.22	0.25	0.29	0.30	0.05
1"	2.57	3.23	1.80	1.76	1.29	1.62	0.30	0.28	0.33	0.07

Figura 3.5. Dimensiones de las partículas del material de soporte.

A continuación se señalan las posibles superficies de crecimiento (con líneas más gruesas en las figuras) de acuerdo con la carga orgánica y las condiciones de mezclado. En cada uno de los casos se indica la ecuación con la que se calculó el área.

1. Saturado total: en este caso se saturarían las corrugaciones exteriores y la parte interna de las partículas. Este crecimiento se presentaría en condiciones de flujo laminar. En caso de tener un saturado total, sería una condición desfavorable ya que reduce significativamente el área de intercambio de nutrientes de la biopelícula (figura 3.6.).

$$A_{ST} = 2\pi r_e^2 + L\pi D_e$$

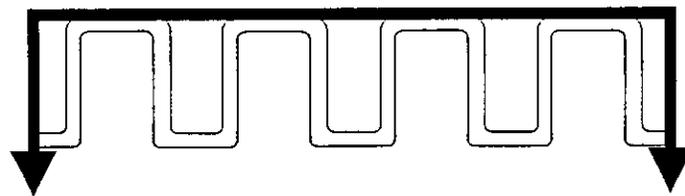


Figura 3.6. Área de crecimiento con saturado total (A_{ST}).

2. Corrugaciones saturadas: aquí se saturarían las corrugaciones internas y externas, sin llegar a obstruir completamente la parte interna de las partículas. Ésta también sería una condición de crecimiento desfavorable (figura 3.7.).

$$A_{CS} = L\pi(D_e - D_i) + 2\pi(r_e^2 - r_i^2)$$

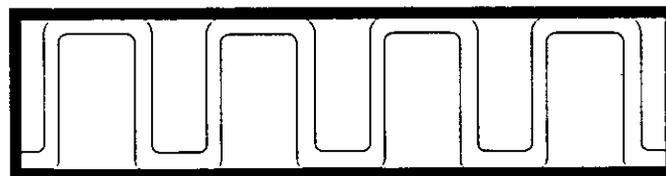


Figura 3.7. Área de crecimiento con corrugaciones saturadas (A_{CS}).

3. Interior saturado: aquí se saturaría totalmente el interior de las partículas. En la parte exterior se tendría un crecimiento que seguiría el contorno de las partículas. En este caso se incrementaría la superficie de crecimiento de la biopelícula (figura 3.8.).

$$A_{IS} = 2\pi r_e^2 + 4\pi D_e a_e + 3\pi(D_i + 2p)(a_i - 2p) + 6\pi(r_e^2 - r_i^2)$$

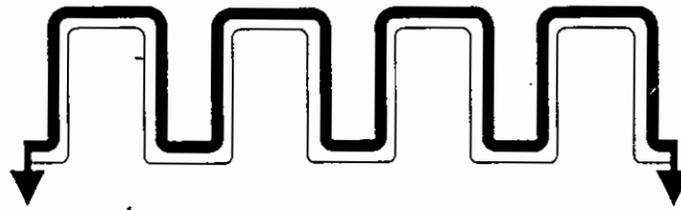


Figura 3.8. Área de crecimiento con el interior saturado (A_{IS}).

4. Corrugaciones a detalle: en este caso el crecimiento de la biopelícula sigue totalmente el contorno de las partículas del medio de soporte. Esta es la condición con mayor área de crecimiento (figura 3.9.).

$$A_{CD} = 4\pi[(D_e a_e + D_i a_i) + (D_e - 2p)(a_e - 2p) + (D_i + 2p)(a_i - 2p)] + 8\pi[(r_e^2 - (r_i + p)^2)(r_e - p)^2 - r_i^2]$$



Figura 3.9. Área de crecimiento con corrugaciones a detalle (A_{CD}).

En cada uno de estos casos se consideró la posibilidad de que no hubiera crecimiento en la cresta de las corrugaciones externas a causa del choque entre partículas. Esta condición se denominó: Con choque entre partículas. Las áreas y las densidades de área superficial calculadas para cada diámetro de partícula se presentan en las tablas 3.3. y 3.4. respectivamente, considerando las posibles superficies de crecimiento.

Tabla 3.3. Áreas de crecimiento de la biopelícula.

Diámetro Nominal	Áreas (m ²) por pieza							
	A_{ST}		A_{CS}		A_{IS}		A_{CD}	
D_n	s / chep*	c / chep**	S / chep*	c / chep**	s / chep*	c / chep**	s / chep*	c / chep**
3/8"	9.70E-04	5.78E-04	1.19E-03	8.03E-04	1.46E-03	1.07E-03	2.36E-03	1.96E-03
1/2"	1.57E-03	9.32E-04	1.96E-03	1.33E-03	2.21E-03	1.58E-03	3.46E-03	2.83E-03
3/4"	2.28E-03	1.40E-03	2.77E-03	1.88E-03	3.31E-03	2.42E-03	5.07E-03	4.18E-03
1"	3.42E-03	2.29E-03	3.81E-03	2.67E-03	4.99E-03	3.85E-03	6.97E-03	5.83E-03

* con choque entre partículas; ** sin choque entre partículas

Tabla 3.4. Densidades de área superficial.

Diámetro nominal	Densidad Por piezas	Densidad de área superficial (m^2/m^3)							
		$D_{s\bar{r}}$		D_{cs}		D_{ts}		D_{cd}	
D_n	pzas / m^3	s / chep*	c / chep**	s / chep*	c / chep**	s / chep*	c / chep**	s / chep*	C / chep**
3/8"	2.50E+05	242.59	144.58	298.75	200.73	365.07	267.05	589.05	491.03
1/2"	1.25E+05	195.79	116.56	245.62	166.38	276.21	196.98	433.02	353.79
3/4"	7.50E+04	171.32	104.63	207.74	141.05	248.16	181.47	380.36	313.67
1"	4.00E+04	136.99	91.53	152.33	106.87	199.51	154.05	278.79	233.33

* con choque entre partículas; ** sin choque entre partículas

Posteriormente se hizo un análisis comparativo entre los distintos crecimientos y se concluyó que los casos que se encuentran en los cuadros sombreados son los que se consideran con mayor posibilidad de ocurrencia. Hay que tomar en cuenta que los que se ubican a la izquierda de la tabla, son los que corresponden a las CO altas y los de la derecha a las CO bajas para cada diámetro. Únicamente en el caso del diámetro nominal de 1/2" se consideraron dos casos con posibilidades de ocurrencia, en caso de tener CO altas.

Con base en lo anterior se seleccionó el diámetro de 3/8", ya que es el que ofrece una mayor densidad de área superficial. En la figura 3.10. se muestra el material.

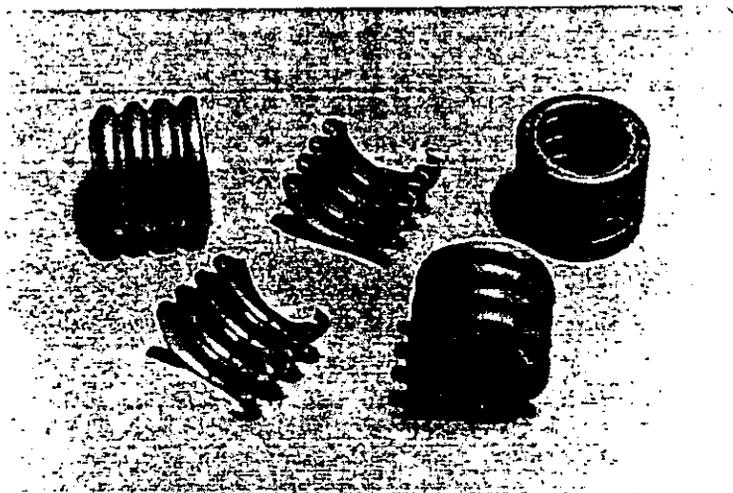


Figura 3.10. Material de soporte seleccionado: Poliflex de 3/8".

Considerando este crecimiento, en la tabla 3.5. se presenta un resumen de las características del medio de soporte.

Tabla 3.5. Características del poliflex.

Material	polietileno
Densidad	0.94 g/cm ³
Diámetro nominal	³ / ₈ "
Diámetro interior	1.10 cm
Diámetro exterior	1.56 cm
Longitud	1.20 cm
Ancho interior de las corrugaciones	0.16 cm
Ancho exterior de las corrugaciones	0.20 cm
Espesor del corrugado	0.23 cm
Espesor de pared	0.03 cm
Área por partícula	0.00196 m ²
Densidad de área superficial	590 m ² /m ³

Una vez que se seleccionó el material de soporte, se instalaron las bombas centrífugas y peristálticas, las válvulas y tuberías, el canal de vertido del efluente, el difusor, el reloj programable y las instalaciones eléctricas; se programó el reactor e inició la etapa de experimentación.

3.3. ETAPAS DE EXPERIMENTACIÓN

La experimentación se llevó a cabo en dos etapas:

a) Etapa de arranque. – En ésta se inició la operación del reactor con un inóculo de microorganismos procedentes del biodisco de la PTAR de CU. Con este inóculo y con la alimentación del agua residual, se dio el tiempo suficiente (86 días) para la colonización y estabilización del sistema.

Una semana después del inicio de la operación del reactor se tenía una colonización incipiente del medio de soporte. Cuarenta y tres días más tarde ya se había formado la biopelícula y se empezó a medir temperatura, pH, OD y DQO para conocer las condiciones ambientales del reactor y ajustar la CO de trabajo a través del caudal.

Sesenta días después de iniciada la operación del reactor se empezaron a hacer análisis de sólidos, nitrógeno y fósforo. A partir de esta fecha se empezaron a contabilizar los días de experimentación y veintiseis días más tarde inició la segunda parte experimental.

b) Etapa de las corridas experimentales. - Esta etapa duró cinco meses. Aquí se analizó el comportamiento del reactor bajo seis cargas orgánicas. El criterio para determinar el tiempo de adaptación entre cargas orgánicas, fue dejar al menos dos Tiempos de Retención Celular (TRC) entre cada etapa experimental. En la tabla 3.6. se presentan las cargas orgánicas de operación.

Tabla 3.6. Cargas orgánicas, caudales y tiempos de retención hidráulicos.

Corrida Experimental	Tiempo (días)	Gasto		TRH (h)	CO (gDQO/m ² d)
		(m ³ /d)	(l/h)		
Arranque	0 - 26	-	-	-	-
1	27 - 45	3.79	158	6.01	6.9
2	62 - 73	7.54	314	3.02	12.3
3	83 - 87	11.33	472	2.01	15.8
4	97 - 101	18.87	786	1.21	21.6
5	118 - 122	26.45	1102	0.86	43.3
6	173 - 177	2.83	118	8.05	2.8

3.4. MUESTREO Y ANÁLISIS DEL AGUA

Durante la etapa de evaluación del reactor se tomaron muestras compuestas de 24 h, tanto de influente como de efluente, por medio de dos bombas peristálticas que descargaban a los recipientes de almacenamiento, con una capacidad de 20 l. En este punto se buscaba tener muestras lo suficientemente grandes para que fueran lo más representativas posibles del tiempo

de operación del reactor. Posteriormente se tomaban muestras más pequeñas y bien mezcladas de estos recipientes para ser analizadas al finalizar periodos de 24 h.

3.4.1. Plan de muestreo

En la tabla 3.7. se presenta el plan de muestreo que se siguió a lo largo de la experimentación indicando la frecuencia y los parámetros analizados.

Tabla 3.7. Plan de muestreo.

Muestras para analizar los siguientes parámetros	Influente y Efluente	Muestras semanales	Material de soporte	Muestras semanales	Reactor	Frecuencia de medición
Temperatura					Sí	3 x día /3 x semana
pH	Sí	3				
Oxígeno Disuelto					Sí	Variable
DQO _{total}	Sí	3				
DQO _{sedimentado}	Sí	3				
DQO _{soluble}	Sí	3				
SST	Sí	3	Sí	3		
SSV	Sí	3	Sí	3		
SSF	Sí	3	Sí	3		
Nitrógeno orgánico			Sí	1		
N - NH ₄ ⁺	Sí	3				
N - NH ₃ ⁻	Sí	3				
P - PO ₄ ⁻³	Sí	3				

La temperatura se midió los días de muestreo, al menos cuatro veces por día. Como no hubo variaciones importantes, se redujo a una frecuencia de tres veces por día.

La frecuencia de medición del oxígeno disuelto se reporta como variable. En un inicio se estuvo midiendo en forma puntual, cuatro veces por día, durante los días de muestreo ya que se tenían concentraciones altas durante el día. Al llegar a la tercer CO, como una respuesta natural al incremento en la biomasa, se tuvo una disminución de oxígeno disuelto así que se decidió medir

la concentración de oxígeno disuelto en forma continua, durante 24 horas, una vez por semana, registrar los máximos y mínimos y obtener un promedio. El punto de medición fue aproximadamente en el centro del reactor.

En cada una de las cargas orgánicas se hizo una descripción del crecimiento de la biopelícula con base en una observación macroscópica (utilizando lupa y vernier).

3.4.2. Métodos de análisis

En la tabla 3.8. se indican los métodos analíticos.

Tabla 3.8. Métodos de análisis.

Parámetros	Técnica analítica
Temperatura	Termómetro
PH	Potenciómetro
OD	Oxímetro de electrodo de membrana
DQO	Reflujo cerrado por fotometría ¹
SST	Sólidos secados a 103 – 105 °C ¹
SSV	Sólidos secados a 550 °C ¹
Biomasa	Sólidos secados a 103 – 105 °C y a 550 °C ¹
N – orgánico	Macro – Kjeldahl según Wieninger ²
N – NH ₄ ⁺	Reacción de Berthelot (Colorimetría del 2,2-isopropil-5,5-metilindofenol azul) ²
N – NO ₃ ⁻	Reacción con ácido sulfúrico (colorimetría de la formación de un nitrocompuesto rojo intenso) ²
P – PO ₄ ⁻³	Reacción de ácido molibdovanadato fosfórico (colorimetría del complejo amarillo anaranjado) ²

¹ APHA - AWWA - WPCF, 1992; ² Deutsche Einheitsverfahren, 1983

Para aquellas muestras en que se hicieron determinaciones fotométricas, se filtraron las muestras con membranas milipore de 0.45 µ para evitar interferencias de los sólidos.

En el caso de las muestras para el análisis de nitrógeno total, hubo que separar la biomasa del medio de soporte en forma manual, ya que la fusión del medio de soporte interfiere en el resultado de los análisis.

4. RESULTADOS

En este capítulo se presentan los parámetros correspondientes a los factores ambientales y los resultados de las variables analizadas durante el proceso.

4.1. FACTORES AMBIENTALES

Dentro de los factores ambientales que afectan el comportamiento de un reactor, los principales son la temperatura, el pH y el oxígeno disuelto.

4.1.1. Temperatura

A lo largo de la experimentación se monitoreó la temperatura. Ésta presentó ligeras variaciones que se muestran en la tabla 4.1. Durante la $CO = 21.6 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ se registró un ligero decremento causado por las lluvias y en la $CO = 2.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ también hubo un descenso debido a la disminución en la temperatura ambiente.

Tabla 4.1. Factores ambientales en cada carga orgánica.

Corrida Experimental	CO ($\text{g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$)	Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	PH		Oxígeno disuelto (mg/l)		
			influyente	Efluente	promedio	máximo	minimo
0	arranque	19.0	7.8	-	> 2	-	-
1	6.9	20.0	8.2	7.4	> 2	-	-
2	12.3	19.5	8.4	7.5	> 2	-	-
3	15.8	20.0	8.2	7.4	2.4	5.4	0.7
4	21.6	18.8	7.9	7.6	2.1	5.3	0.3
5	43.3	20.0	8.2	7.7	3.4	6.5	0.4
6	2.8	18.0	7.9	7.3	2.5	4.1	0.8

Las plantas de tratamiento al aire libre generalmente presentan variaciones causadas por cambios climáticos. Para los RLM estas variaciones no son significativas ya que su temperatura está determinada por la temperatura del agua que alimenta al reactor. Durante la experimentación se

observaron temperaturas que oscilaron entre los 17 y los 20 °C con variaciones diarias de 1 °C entre el día y la noche. La temperatura afecta las reacciones cinéticas y la tasa de transferencia de oxígeno, el incremento de ésta generalmente favorece la actividad biológica ya que aumenta la rapidez de las reacciones bioquímicas y la tasa de difusión pero disminuye la solubilidad del oxígeno (Brock y Madigan, 1993). En este caso se considera que las variaciones no influyen en el comportamiento general del sistema, ya que se encontraron en un intervalo en el que no afectan la degradación de materia orgánica ni la nitrificación de manera significativa.

4.1.2. Potencial Hidrógeno

Al igual que la temperatura, el pH se mantuvo sin cambios importantes. En la tabla 4.1. se presentan los valores promedio que se obtuvieron durante la experimentación.

El pH del influente se mantuvo en un intervalo entre 7.6 y 8.5. El pH del efluente mostró una tendencia a incrementarse conforme aumentaba la CO. El valor más bajo fue de 7.3 en la CO = 2.8 g_{DQO}/m²·d y el valor más alto de 7.7 en la CO = 43.3 g_{DQO}/m²·d. De acuerdo con la reacción de nitrificación, un gramo de nitrógeno amoniacal necesita 4.57g de oxígeno para su oxidación y libera 0.14g de iones Hidrógeno provocando una disminución en el pH del medio (Wang *et al*, 1992; González-Oliveros, 2000). Esto pudo haber causado el decremento del pH observado en las CO = 6.9 y 2.8 g_{DQO}/m²·d donde se obtuvieron ligeros incrementos en la nitrificación. Esta disminución da como resultado un efluente más neutro, característica deseable en un agua residual tratada.

Según Carpenter (1983) el pH mínimo para el crecimiento de *Nitrosomonas spp.* es de 7.6 y el óptimo es de 8.5 a 8.8. En el caso de *Nitrobacter spp.* el pH mínimo es de 5.7 y el óptimo esta entre 8.4 y 9.2. Las bacterias nitrificantes son muy sensibles a las variaciones de pH y la nitrificación disminuye con pH inferiores a 8.5 (Winkler, 1998). El sistema mantuvo un pH entre 7.3 y 7.8. Esta condición no afecta pero tampoco favorece la nitrificación en el sistema, ya que no se encuentra dentro del intervalo óptimo para el desarrollo de las bacterias nitrificantes. Por otro lado un pH neutro o ligeramente alcalino favorece la desnitrificación (Winkler, 1998).

4.1.3. Oxígeno disuelto

Se mantuvo una concentración de oxígeno molecular en un promedio diario superior a los 2 mg/l. Cuidando de no afectar las condiciones de flujo, ya que al aumentar el suministro de aire se incrementa la turbulencia, y se pudo observar que esto provocaba desprendimiento mecánico de la biopelícula. En la tabla 4.1. se presentan las concentraciones promedio de OD para cada CO.

Durante el arranque y las primeras dos cargas orgánicas se observaron concentraciones de OD superiores a 2 mg/l. Esto fué suficiente para la degradación de la materia orgánica y la nitrificación. En la tercera corrida experimental se registró una disminución en la concentración de OD, consecuencia del aumento de la CO y de sólidos en el reactor ya que al haber mayor cantidad de microorganismos en el sistema va a ser mayor la cantidad de oxígeno consumido. A partir de ese momento se monitoreó el OD durante periodos de 24 horas.

En la figura 4.1. se puede observar el comportamiento del OD con respecto al tiempo. En esta gráfica se muestran las concentraciones promedio en intervalos de una hora correspondientes a la $CO = 15.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$.

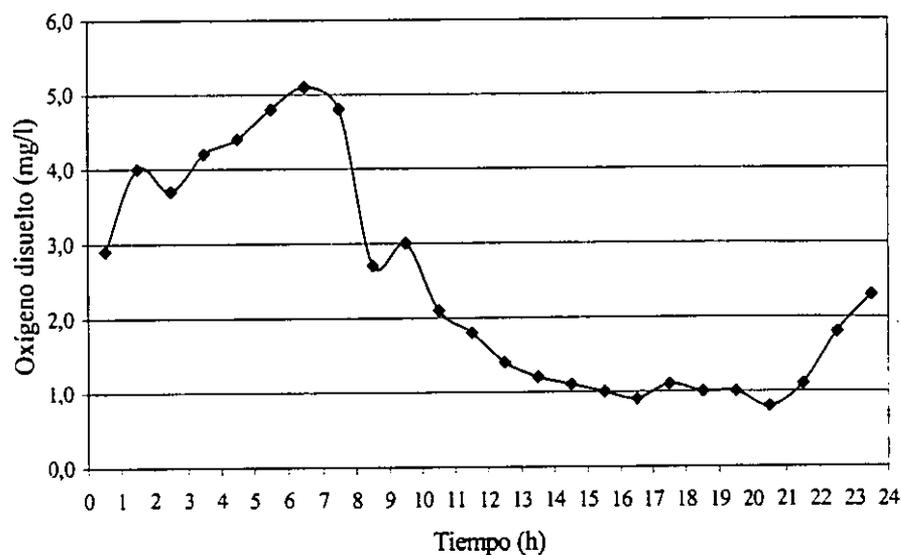


Figura 4.1. Concentraciones de oxígeno disuelto durante la $CO = 15.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$.

Existe una relación directa entre la DQO y el OD. Durante el periodo de experimentación se observó que la concentración de OD aumentó durante la noche, debido a la disminución de la DQO_{inf} , hasta alcanzar su máximo a las 7 h. A partir de esta hora se incrementó la DQO y disminuyó el OD hasta las 16 o 17 h que se presentaron las concentraciones mínimas en el ciclo de medición. Después de llegar al mínimo, la concentración de OD se incrementó ligeramente y de las 22 h en adelante aumentó significativamente el OD como consecuencia de la disminución de la DQO.

4.2. DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO

El contenido de materia orgánica se determinó por medio de la DQO. A continuación se presentan los resultados de la degradación de la materia total y soluble.

Durante el periodo de arranque se dio seguimiento a la colonización del medio de soporte y al intervalo de la DQO_{inf} para ajustar la CO y calcular los tiempos de bombeo. En este caso se logró una colonización incipiente una semana después de haber iniciado la operación del reactor. A pesar de que Nicolella *et al* (2000) señalan como una desventaja los RLM su largo periodo de colonización. Posteriormente se empezó a analizar nitrógeno, fósforo y sólidos, con objeto de ir conociendo su comportamiento. Después de dos meses de operación se inició la segunda etapa donde se observó la eficiencia de remoción de contaminantes en el proceso.

4.2.1. Eliminación de la DQO total

La DQO_{tot} eliminada es la suma de la remoción de la DQO_{sol} , la DQO coloidal y la DQO suspendida. En la figura 4.2. se observa que la $DQO_{tot_{inf}}$ fue irregular debido a las variaciones diarias y a la carencia de un sedimentador primario. En las $CO = 15.8$ y $21.6 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ hubo un descenso de la $DQO_{tot_{inf}}$ ya que coincidieron con periodos de lluvia, lo cual causó una dilución. También se puede ver que hay una tendencia a incrementarse la DQO_{sed} conforme aumenta la

CO, con excepción de la cuarta CO que resultó inferior a la tercera ya que corresponde con la $DQO_{tot,Inf}$ más baja en todo el periodo de experimentación y eso permitió alcanzar menores concentraciones en el efluente.

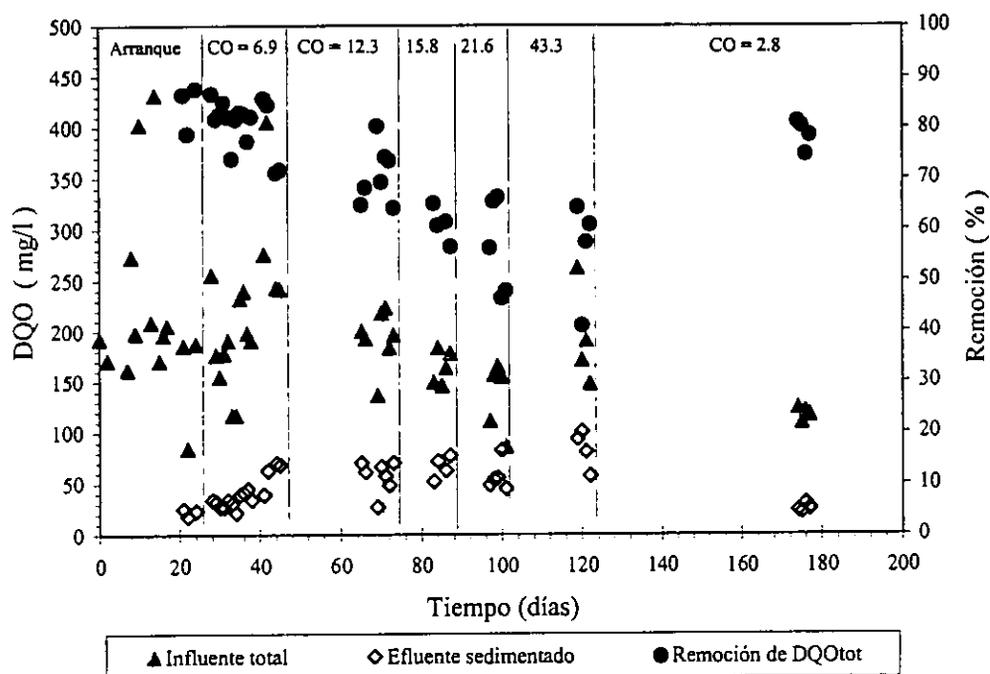


Figura 4.2. Remoción de DQO_{tot} .

En la tabla 4.2. se observa que la DQO_{sed} de las $CO = 6.9$ y $2.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ presentó valores inferiores a 50 mg/l . En la segunda, tercera y cuarta CO se obtuvieron efluentes de calidad regular que oscilaron entre los 50 y 70 mg/l . Únicamente durante la CO de $43.3 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ se observaron concentraciones altas en la $DQO_{sed,EF}$. Las determinaciones de DQO_{sed} se empezaron a hacer al final de la etapa de arranque.

Tabla 4.2. Remoción de DQO.

Corrida Experimental	CO (g _{DQO} /m ² d)	TRH (h)	DQO _{Influyente} (mg/l)			DQO _{Effluente} (mg/l)		Remoción de DQO (%)	
			Tot	sed	sol	sed	sol	tot _{Inf} - sed _{Ef}	sol _{Inf} - sol _{Ef}
0	arranque	-	213	88	95	22	37	84	63
1	6.9	6.01	214	145	98	41	30	81	67
2	12.3	3.02	193	143	85	57	35	71	59
3	15.8	2.01	164	144	84	66	41	61	52
4	21.6	1.21	135	118	72	57	36	57	48
5	43.3	0.86	193	149	96	83	57	56	36
6	2.8	8.05	118	88	63	25	18	79	71

Se obtuvieron porcentajes de remoción ($DQO_{tot_{Inf}} - DQO_{sed_{Ef}}$) en un intervalo de 41 a 87 % con valores promedio de 56 a 81%. En la $CO = 2.8 \text{ g}_{DQO}/m^2 \cdot d$ los porcentajes de remoción no son los más altos de la experimentación pero la $DQO_{sed_{Ef}}$ es la más baja (25 mg/l). Esto se debe a que la $DQO_{tot_{Inf}}$ en la última corrida experimental fue casi la mitad de la $DQO_{tot_{Inf}}$ de la $CO = 6.9 \text{ g}_{DQO}/m^2 \cdot d$.

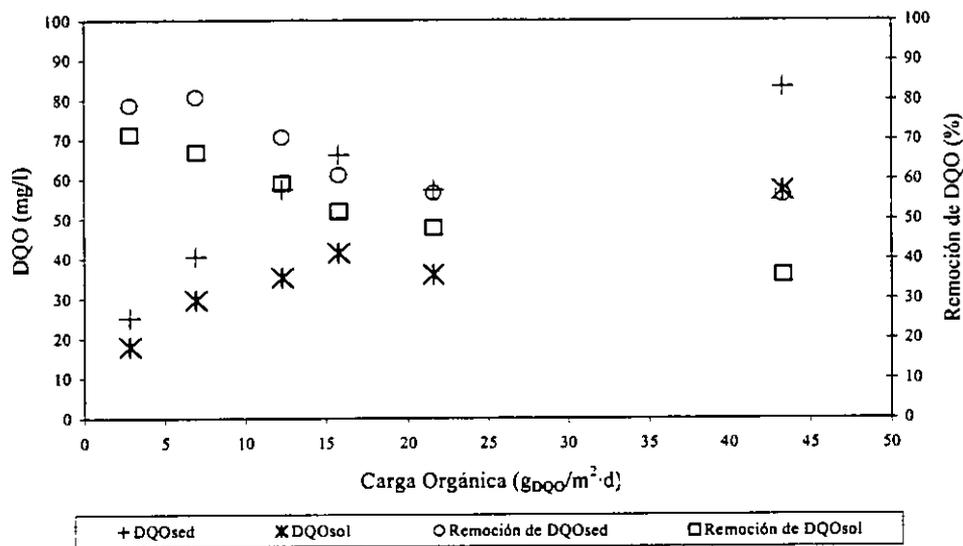


Figura 4.3. DQO_{Ef} y porcentajes de remoción de DQO.

En la figura 4.3. se puede observar que, en general, se mantiene una relación inversa entre la remoción de la DQO_{tot} y la CO. Así, a CO más bajas se obtuvieron mayores remociones de DQO.

Se puede observar que se alcanzaron bajas concentraciones en el efluente a pesar de que los porcentajes de remoción no son los más altos. La calidad del efluente lograda fue buena en comparación con otras experiencias encontradas en la literatura con reactores de lecho móvil. Debe mencionarse también que la $DQO_{tot,inf}$ en este estudio fue la más baja de las presentadas en la tabla 4.3.

Tabla 4.3. Concentraciones en el efluente y eficiencias de remoción en RLM.

Autores, año	Proceso	Planta	CO	DQO		Remoción %
				$mg_{DQO_{inf}}/l$	$mg_{DQO_{ef}}/l$	
Morper y Wildmoser, 1990	Linpor	Klärwerk, Alemania	2.19-4.04 **	313 - 576	70 - 96	78 - 84
Morper y Wildmoser, 1990	Linpor	Fabrica cartón, Alemania	1.07-1.5 **	498 - 581	72 - 88	84 - 87
Rusten <i>et al</i> , 1992	Kaldnes	Planta piloto, Noruega	43.5 *	3310	496	85
Rusten <i>et al</i> , 1997	Kaldnes	Steinsholt, Noruega	6.4 *	514	33	93
Rusten <i>et al</i> , 1997	Kaldnes	Eidsfoss, Noruega	1.6 *	373	32	91
Andreottola <i>et al</i> , 1999		Planta piloto, Italia	1.5 - 18.4 *	231	56	76
El presente estudio		Planta piloto, México	2.8 - 43.3 *	118 - 214	25 - 83	56 - 81

* $g_{DQO_{tot}}/m^2 \cdot d$, ** $g_{DQO_{tot}}/m^3 \cdot d$

4.2.2. Eliminación de la DQO soluble

La materia soluble está formada principalmente por compuestos orgánicos y algunos inorgánicos. La parte orgánica disuelta es la fracción más fácilmente disponible para los microorganismos y es la primera que van a degradar. La remoción de DQO_{sol} obtenida presentó un comportamiento similar al de la DQO_{sed} . Los porcentajes de remoción estuvieron en un intervalo de 17 a 83 % con valores promedio de 26 a 71 %. La mayor remoción observada fue para la $CO = 2.8 g_{DQO}/m^2 \cdot d$. Los porcentajes de remoción disminuyeron conforme aumentó la CO, como se observa en la figura 4.3. Andreottola *et al* (1999) reportaron una eficiencia de remoción promedio de 71 % de la DQO_{sol} , tanto en un sistema de lodos activados como en un RLM (pero con una concentración de biomasa en los lodos activados que prácticamente duplicaba la concentración del RLM). Comparando estos resultados, se puede afirmar que se obtuvieron buenas eficiencias de remoción de DQO_{sol} . En la figura 4.4. se presentan los valores correspondientes a la remoción de la materia orgánica soluble medida como DQO.

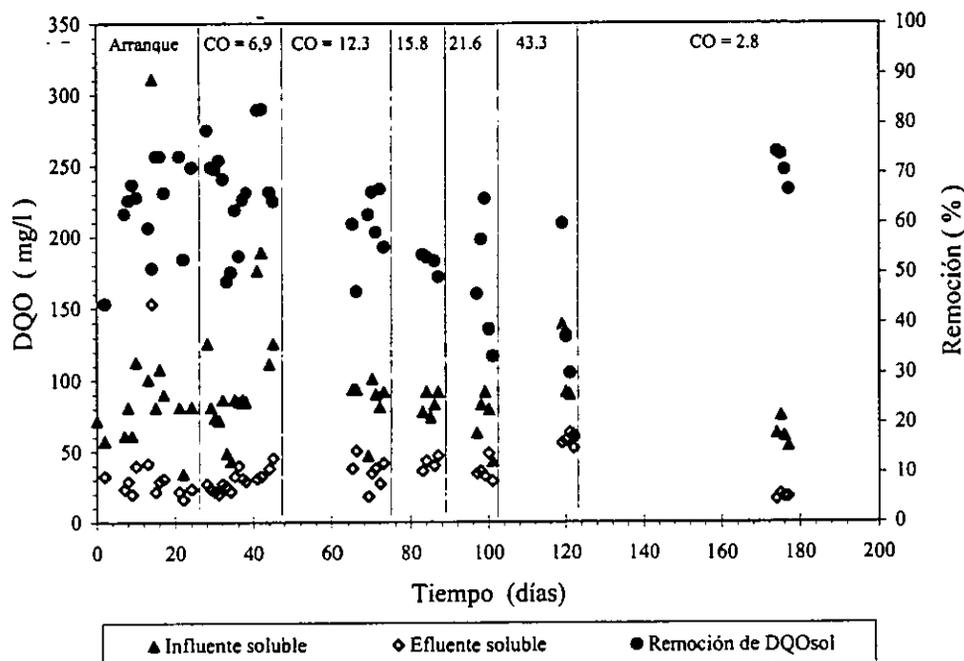


Figura 4.4. Remoción de DQO_{sol} .

Se puede observar en la figura 4.4. que la DQO_{solEf} (con excepción de la $CO = 43 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$) presentó valores inferiores a los 50 mg/l; en la $CO = 6.9 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ descendió hasta 30 mg/l y la CO más baja alcanzó los 18 mg/l. La DQO_{solEf} en las tres cargas orgánicas más bajas representó porcentajes inferiores al 20 % de la DQO_{totInf} mientras que en la CO más alta aumentó hasta 35%. Las concentraciones que se lograron se encuentran dentro del intervalo esperado. Andreottola et al (1999) reportan efluentes con una concentración promedio de DQO_{sol} de 25 mg/l (una mínima de 8 mg/l y una máxima de 46 mg/l).

Con $TRH > 2 \text{ h}$ se puede esperar hidrólisis del material más lentamente biodegradable. Por lo tanto, a mayor tiempo de residencia, se espera una mayor eficiencia (Odegaard *et al*, 1999) como ocurrió en las tres cargas orgánicas más bajas, logrando una buena remoción de materia orgánica disuelta.

Pastorelli *et al* (1997a) encontraron una relación lineal entre las CO y las tasas de remoción cuando la concentración de OD era superior a 2 mg/l y la CO filtrada inferior a 8 g_{DQOsol}/m²·d. Se puede observar (en la figura 4.3.) que en este caso se obtuvo una tendencia lineal en los porcentajes de remoción de DQO en las cuatro cargas orgánicas solubles más bajas (con concentraciones de OD > 2 mg/l y cargas orgánicas de 1.5, 3.2, 5.5 y 8.0 g_{DQOsol}/m²·d).

4.2.3. Eficiencia de remoción de la DQO

La eficiencia de remoción de DQO (en g_{DQO}/m²·d) es la rapidez de degradación de materia orgánica removida por los microorganismos presentes en el sistema por unidad de tiempo. La eficiencia del sistema se calcula de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$E = \frac{Q \cdot (DQO_{Inf} - DQO_{Ef})}{A}$$

Donde:

- E – Eficiencia de eliminación de materia orgánica (g_{DQO}/m²·d)
- Q – Caudal de alimentación (m³/d)
- DQO_{Inf} – Concentración de sustrato en el influente (g_{DQO}/m³)
- DQO_{Ef} – Concentración de sustrato en el efluente (g_{DQO}/m³)
- A – Área de crecimiento de los microorganismos (m²)

Tabla 4.4. Eficiencia de remoción de DQO.

Corrida Experimental	CO (g _{DQO} /m ² ·d)	Eficiencia (g _{DQO} /m ² ·d)	
		tot - sed	sol
1	6.9	5.59	2.22
2	12.3	8.67	3.21
3	15.8	9.42	4.05
4	21.6	12.45	5.76
5	43.3	24.64	8.69
6	2.8	2.23	1.09

En la tabla 4.4. se presenta la eficiencia de remoción de DQO. La eficiencia se incrementó al aumentar la CO, ya que es mayor la cantidad de alimento disponible para los microorganismos. Se observa que para la CO $2.8 = \text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ se obtiene una rapidez de degradación de $2.23 \text{ g}_{\text{DQO}_{\text{tot}}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ y $1.09 \text{ g}_{\text{DQO}_{\text{sol}}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ y a mayores cargas orgánicas la cantidad de materia orgánica degradada por los microorganismos aumenta, hasta alcanzar eficiencias de $24.64 \text{ g}_{\text{DQO}_{\text{tot}}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ y $8.69 \text{ g}_{\text{DQO}_{\text{sol}}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

El comportamiento obtenido es el que se esperaba de acuerdo con el modelo de Stover-Kincannon que es el que se ha encontrado que es el que mejor describe la cinética de degradación de la materia orgánica en reactores aeróbicos de biopelícula sumergida (Gonzalez-Martinez y Duque-Luciano, 1992; Gonzalez-Martínez *et al*, 2000). El modelo de Stover-Kincannon para un reactor completamente mezclado es el siguiente:

$$E = M \frac{CO}{k + CO}$$

Donde:

- E – Eficiencia de eliminación de materia orgánica ($\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$)
- M – Rapidez máxima de eliminación de sustrato ($\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$)
- CO – Carga orgánica ($\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$)
- k – Constante cinética de saturación ($\text{g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$)

Este modelo se puede linealizar invirtiendo ambos miembros de la ecuación:

$$\frac{1}{E} = \frac{k}{M} \cdot \frac{1}{CO} + \frac{1}{M}$$

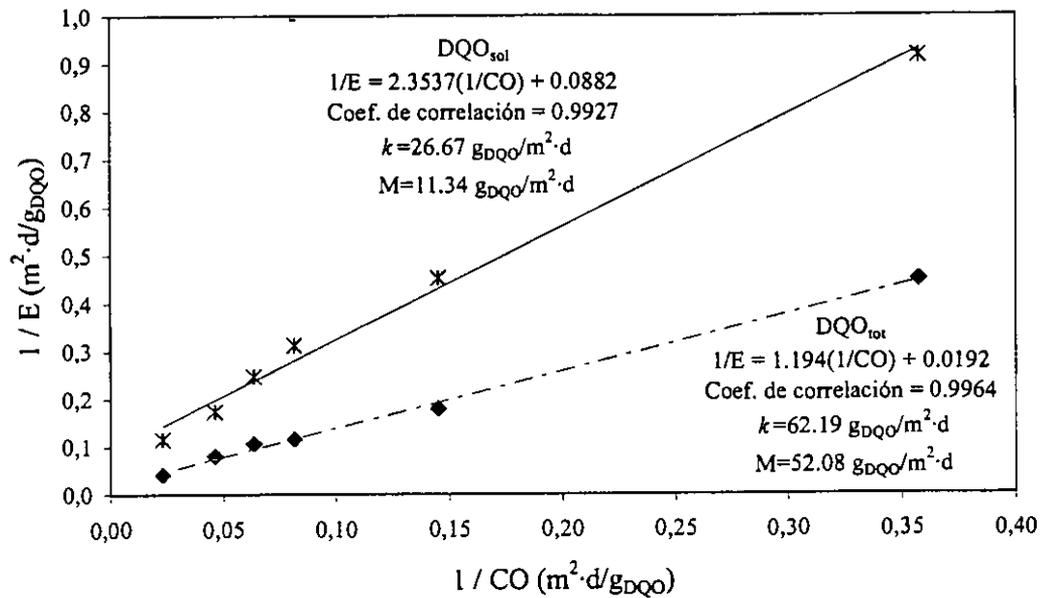


Figura 4.5. Modelo linearizado de Stover-Kincannon.

En la figura 4.5. se tiene la gráfica linearizada y los coeficientes cinéticos de degradación de materia orgánica en el reactor. Se puede observar que la constante cinética de saturación y la rapidez máxima de eliminación de sustrato son mayores para la DQO_{tot} ($k=62.18$ y $M=52.08$) que para la DQO_{sol} ($k=26.67$ y $M=11.34$). El comportamiento de estas gráficas concuerda con las eficiencias de la tabla 4.4. A mayor CO se tienen mayores tasas de remoción de materia orgánica. Sin embargo, el porcentaje de remoción de DQO es mayor en las cargas orgánicas más bajas en comparación con las cargas orgánicas altas (figura 4.3.); y la concentración de DQO_{Ef} es menor en las cargas orgánicas más bajas (figura 4.3.).

Con los parámetros determinados, se puede establecer la ecuación del comportamiento cinético del reactor de acuerdo con el modelo de Stover-Kincannon.

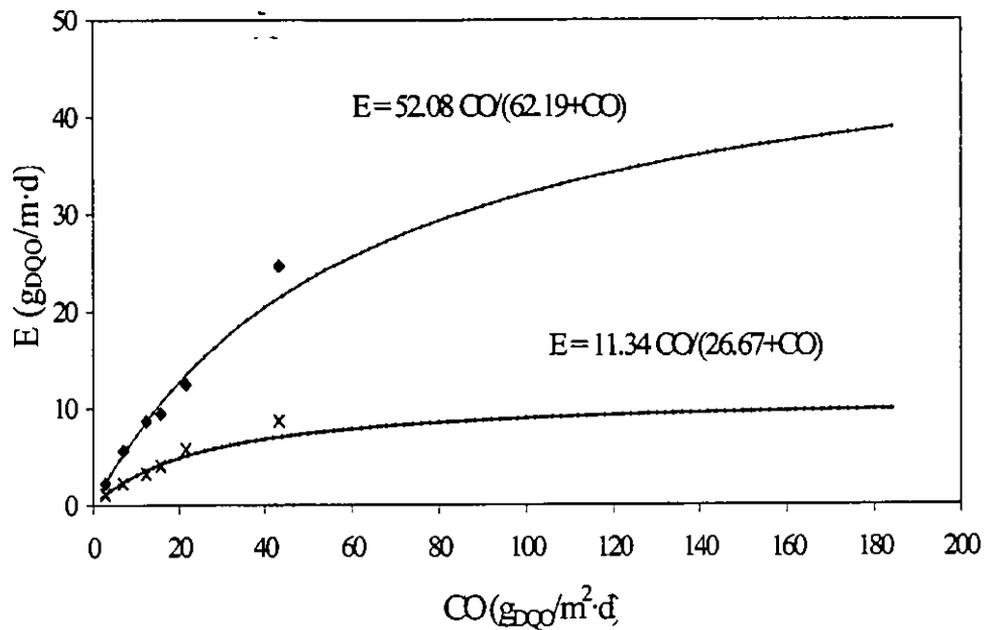


Figura 4.6. Modelo de Stover-Kincannon

Se puede observar en la figura 4.6. que los valores experimentales se encuentran muy cerca de la curva del modelo cinético. Las eficiencias obtenidas con las cargas orgánicas de trabajo se encuentran en la parte baja de la curva. De acuerdo con las ecuaciones, la mayor eficiencia que se podría alcanzar con este reactor bajo las mismas condiciones de operación al aumentar la CO es de $52.08 \text{ gDQO}_{\text{tot}}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ y de $11.34 \text{ gDQO}_{\text{sol}}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$.

4.3. SÓLIDOS

Una de las ventajas de este tipo de reactores es la baja producción de lodos. Wang *et al* (1992) encontraron que el lodo excedente desprendido de la biopelícula en un RLM fue mucho menor que el de un proceso de lodos activados y el de un biofiltro.

Los SST_{Inf} presentan variaciones importantes (tabla 4.5.). Los porcentajes de SSF y SSV no cambian mucho. Los SSV_{Inf} oscilan entre 82 y 85 % de los SST_{Inf} y únicamente en la $CO = 2.8$ $g_{DQO}/m^2 \cdot d$ se obtuvo un 73 % de SSV. El porcentaje de SSV_{Ef} con respecto a los SST_{Ef} fue similar al del influente.

Tabla 4.5. Sólidos en cada carga orgánica.

Corrida Experimental	CO ($g_{DQO}/m^2 \cdot d$)	TRH (h)	Sólidos _{Influyente}			Sólidos _{Efluente}			SST _{producidos} (g_{SST}/d)
			(mg_{SST}/l)	(mg_{SSF}/l)	(mg_{SSV}/l)	(mg_{SST}/l)	(mg_{SSF}/l)	(mg_{SSV}/l)	
1	6.9	6.01	117	19	98	137	21	116	79
2	12.3	3.02	95	14	81	136	21	115	305
3	15.8	2.01	70	12	58	104	14	90	387
4	21.6	1.21	47	8	39	78	15	63	566
5	43.3	0.86	88	15	73	125	17	108	959
6	2.8	8.05	47	13	34	63	18	45	44

Wanner y Grau (1988) encontraron que la combinación de microorganismos en suspensión y fijos donde predomina la biomasa fija mejora la sedimentación. En este caso se presentó un crecimiento filamentosos con buena sedimentación lo cual se puede constatar por la pequeña diferencia (de 7 a 26 mg_{DQO}/l) entre la $DQO_{sed_{Ef}}$ y la $DQO_{sol_{Ef}}$.

4.3.1. Características del crecimiento de la biopelícula

En este subcapítulo se describe la estructura de la biopelícula en cada CO y TRH. En todos los casos se observó un crecimiento filamentosos, de acuerdo con la clasificación de biopelículas presentada en el Abwassertechnische Vereinigung (1996). Durante la experimentación se tuvo una superficie de crecimiento tipo A_{CD} (área con corrugaciones a detalle; capítulo 3) sin biopelícula en la cresta de las corrugaciones externas de las partículas, debido a las colisiones entre ellas. Esta es una condición favorable, ya que de los posibles patrones de crecimiento previamente analizados (capítulo 3) esta es la posibilidad que menos reduce el área de formación de la biopelícula sobre el material de soporte. La superficie de crecimiento fue calculada con base en el tipo A_{CD} con choque entre partículas.

El flujo turbulento favorece el transporte convectivo de nutrientes y debido al crecimiento filamentososo se consideró que éstos logran penetrar hasta la parte profunda de las corrugaciones. Además, las corrugaciones del material de soporte tienen dimensiones mayores al espesor de biopelícula usualmente reportado (10-1000 μm ; Characklis y Marshall, 1990), lo que permite considerar que hubo intercambio de nutrientes en toda la superficie de crecimiento de la biopelícula.



Figura 4.7. Biopelícula dentro del agua en la $\text{CO} = 6.9 \text{ g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ (izq) y en la $\text{CO} = 12.3 \text{ g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ (der). El diámetro interno del material es de 1.10 cm.

En la figura 4.7. se presentan algunas partículas del material de soporte sumergidas en agua. Se puede observar que el crecimiento de la biopelícula en la primera $\text{CO} = 6.9 \text{ g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ presenta ligeras protuberancias. Los filamentos alcanzaron una longitud de aproximadamente 0.3 mm. La biopelícula era incipiente, de un color café grisáceo que permitía claramente ver a través de ella el color del material de soporte.

En la $\text{CO} = 12.3 \text{ g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ aumentaron las protuberancias en la superficie de la biopelícula con respecto a la CO anterior alcanzando 1.1 mm en la parte interna del material de soporte. El espesor de la biopelícula en general no aumentó significativamente. La biopelícula conservó su color café grisáceo.

Durante la $CO = 15.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ (figura 4.8.) se puede observar que se incrementó la longitud de los filamentos en la parte interior de las partículas hasta alcanzar 1.1 mm. El color de la biopelícula se tornó más oscuro.

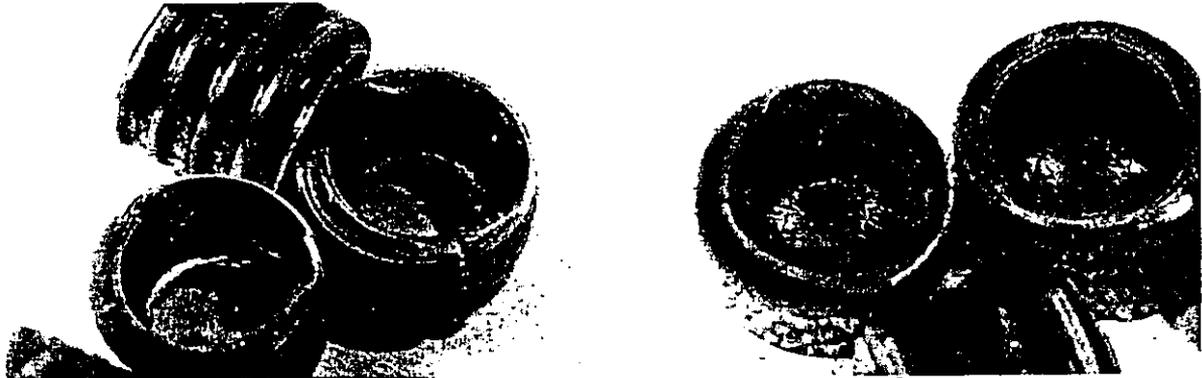


Figura 4.8. Biopelícula dentro del agua durante la $CO = 15.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ (izq) y la $CO = 43.3 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ (der). El diámetro interno del material es de 1.10 cm.

Durante la $CO = 21.6 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ los filamentos alcanzaron una longitud de 1.4 mm en la parte interna y 1.1 mm en la parte externa de las partículas. En la $CO = 43.3 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ la longitud de las protuberancias alcanzó los 2 mm en la parte interna y en la parte externa de las partículas se mantuvo de 1.1 mm. En ambos casos la biopelícula conservó su color.

En la figura 4.9. se puede observar el crecimiento durante la $CO = 2.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ Se presentó un cambio importante en la geometría de la biopelícula. El espesor, en su gran mayoría, volvió a adelgazar hasta los 0.3 mm. Sin embargo presentó grandes protuberancias en forma de “mechones” firmemente adheridos que alcanzaban los 12 mm sobre el medio de soporte en la parte externa de las partículas. Esta carga orgánica fue la única en la que se presentó crecimiento masivo en la cresta de las corrugaciones de la parte exterior del medio de soporte.

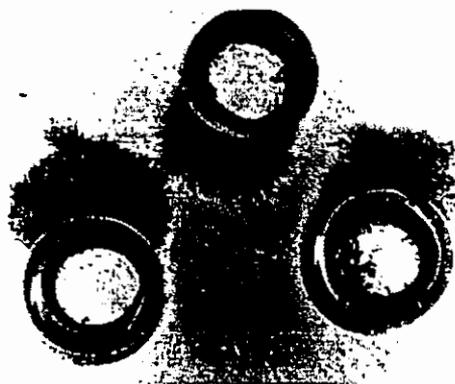


Figura 4.9. Biopelícula dentro del agua durante la $CO = 2.8 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$.

El diámetro interno del material es de 1.10 cm.

El incremento en el espesor de la biopelícula, al aumentar la CO , es mayor bajo régimen laminar que bajo régimen turbulento. (Wäsche *et al*, 1999). En este caso no se observa una relación entre los cambios de CO y, el espesor y la geometría de la biopelícula. Por lo tanto, se podría considerar que las condiciones hidrodinámicas no influyeron de manera determinante en el crecimiento de la biopelícula y que el comportamiento del reactor estuvo en función de los procesos bioquímicos. Además, dada la geometría de la biopelícula y las condiciones de flujo se podría pensar que los microorganismos metabólicamente activos no se encontraban únicamente en la capa superficial (de 50 - 200 μm según Tyagi y Vembu, 1990) y que todos los microorganismos participaron activamente en los procesos de degradación.

Las bacterias incrementan su producción de polímeros extracelulares para protegerse de condiciones hidrodinámicas adversas al crecimiento de la biopelícula (Wijeyekoon *et al*, 1999). Por otro lado las biopelículas crecen en forma filamentosa y en dirección perpendicular al medio de soporte cuando tienen carencia de alimento (Piciooreanu *et al*, 2000). En este caso la biopelícula no estaba inmersa completamente en una matriz de polímeros extracelulares, a pesar de haber estado sujeta a condiciones de flujo turbulento. Por lo tanto, la geometría de las partículas del medio de soporte sirvió como protección, creando una zona de menor turbulencia y baja transferencia de masa y favoreciendo el crecimiento filamentoso.

Las biopelículas que crecen en condiciones de flujo turbulento son delgadas, compactas y resistentes al desprendimiento. En este caso no se tuvo una biopelícula delgada, ni aparentaba ser densa, pero sí resistente a las fuerzas cortantes y biológicamente activa. Con esto se puede afirmar que se logró un equilibrio entre estabilidad física y actividad biológica (recomendado por Melo y Vieira, 1999).

4.3.2. Biomasa y tiempo de retención celular

La biomasa en el reactor estaba constituida por los sólidos adheridos al medio de soporte. Estos incrementaron conforme aumentó la CO. En la tabla 4.6. se presentan los valores encontrados.

Tabla 4.6. Sólidos adheridos al medio de soporte y nitrógeno Kjeldahl.

Corrida Experimental	CO (g _{DOO} /m ² d)	Sólidos _{biopelícula}				Nitrógeno Kjeldahl		
		(g _{ST} /m ²)	(g _{ST} /m ²)	(g _{SV} /m ²)	(% _{SV})	(g/m ²)	(% _{ST})	(% _{SV})
1	6.9	7.14	0.88	6.26	88	-	-	-
2	12.3	9.21	0.69	8.52	92	-	-	-
3	15.8	10.55	1.04	9.51	90	-	-	-
4	21.6	12.29	1.31	10.98	89	0.649	5	6
5	43.3	13.61	1.78	11.83	87	0.780	6	7
6	2.8	7.27	1.70	5.57	77	0.560	8	10

En la tabla anterior se puede observar que, de manera general, los sólidos totales aumentan con la carga orgánica (figura 4.10.). También aumenta la proporción de sólidos volátiles. La corrida con la carga orgánica más baja presenta un comportamiento diferente a lo esperado para los sólidos fijos, los cuales aumentaron su proporción alcanzando un valor de 23 % de los sólidos totales.

Si se considera el NK como la porción de nitrógeno celular, se tiene que constituyó del 5 al 8 % de los ST y del 6 al 10 % de los SV. Los porcentajes de NK se encuentran dentro de los valores esperados. Sánchez *et al* (1999) encontraron que el nitrógeno Kjeldahl constituye del 2 al 7.6 % de los sólidos totales (en un SBR).

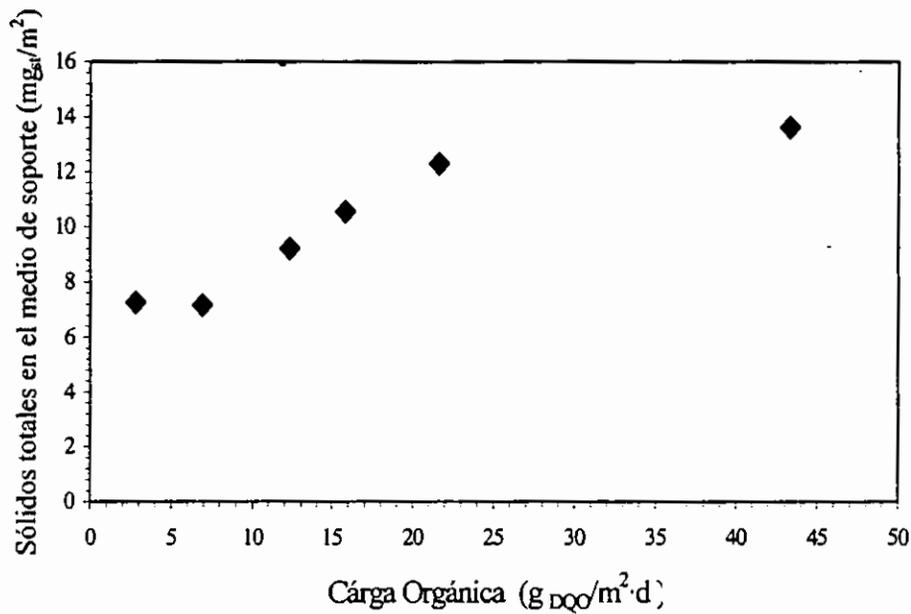


Figura 4.10. Sólidos adheridos al medio de soporte.

El tiempo de retención celular se define como el tiempo promedio que las células permanecen en el sistema y está en función inversa de la carga orgánica.

$$TRC = \frac{ST_{biopelícula} \cdot A}{ST_{efluente} \cdot Q}$$

Donde:

- TRC – Tiempo de retención celular (d)
- $ST_{biopelícula}$ – Cantidad de sólidos en el sistema (sólidos en la biopelícula) (mg/m²)
- A – Área de crecimiento de los microorganismos (m²)
- $ST_{efluente}$ – Cantidad de sólidos en el efluente (mg/l)
- Q – Caudal de alimentación del reactor (l/d)

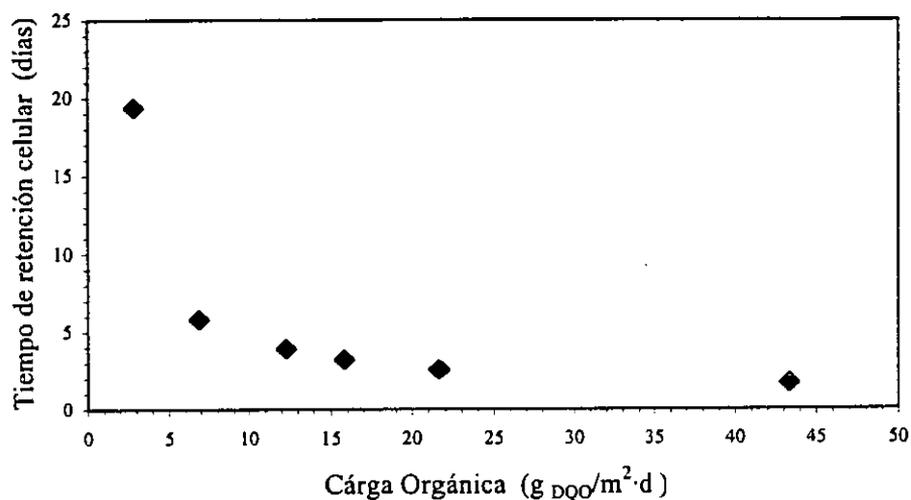


Figura 4.11. Tiempo de retención celular.

El TRC varió en forma inversa a la CO. Los TRC altos minimizan la producción de lodos (Nicolella *et al*, 2000), permiten una diversificación de las poblaciones microbianas, le dan mayor estabilidad al sistema y permiten mayores remociones. En la figura 4.11. se observa que para la carga orgánica más baja (2.8 g_{DQO}/m²·d) se obtuvo el mayor TRC, de 19.3 días. Para la segunda carga orgánica más baja (6.9 g_{DQO}/m²·d) se obtuvo un TRC de 5.8 días y a partir de ésta, el TRC presentó decrementos menores, hasta llegar a un TRC de 1.7 días para la carga orgánica más alta (43.3 g_{DQO}/m²·d).

4.3.3. Coeficiente de rendimiento

El coeficiente de rendimiento (Y) es la cantidad de biomasa formada por unidad de masa de nutriente eliminado, esta definido por:

$$Y = \frac{\text{Sólidos}_{\text{producidos}}}{\text{DQO}_{\text{eliminada}}}$$

Tabla 4.7. Coeficientes de rendimiento.

Corrida experimental	CO (gDQO/m ² d)	Y (gST/gDQO _{tot})
1	6.9	0.12
2	12.3	0.30
3	15.8	0.35
4	21.6	0.39
5	43.3	0.33
6	2.8	0.17

Como se puede apreciar en la tabla 4.7. los coeficientes de rendimiento, en general muestran una tendencia a incrementarse conforme aumenta la CO. Se encuentran en un intervalo de 0.12 a 0.39 g_{ST}/g_{DQO_{tot}}. Estos coeficientes de rendimiento se calcularon considerando que el sistema se encuentra en estado estacionario, por lo tanto el espesor de la biopelícula permanece constante durante el periodo de muestreo de cada carga orgánica.

Tabla 4.8. Coeficientes de rendimiento obtenidos en diversos estudios.

Referencia	Tipo de reactor	Coeficientes de rendimiento
Sánchez <i>et al</i> (1999)	Lodos activados	0.4 *
Sánchez <i>et al</i> (1999)	SBR	0.20 – 0.23 *
Rusten <i>et al</i> (1994a)	RLM	0.34 y 0.36 *
Rusten <i>et al</i> (1995)	RLM	0.20 – 0.34 **
Rusten <i>et al</i> (1997)	RLM	0.54 y 0.56 *
El presente estudio	RLM	0.12 – 0.39 *

* kg_{ST}/kg_{DQO_{tot}}; ** kg_{SV}/kg_{DQO_{tot}}

En la tabla anterior se observa que para las cargas orgánicas más bajas, se obtuvieron coeficientes de rendimiento inferiores a los reportados en otras investigaciones. Al incrementar la CO los coeficientes de rendimiento obtenidos se encuentran dentro del intervalo de valores previamente reportados. Los resultados muestran que se obtuvo una buena remoción de materia orgánica con baja producción de lodos residuales.

4.4. NITRÓGENO

Los análisis de nitrógeno, muestran que se obtuvo una nitrificación incipiente y en cuatro corridas experimentales hubo una disminución del nitrógeno amoniacal del sistema.

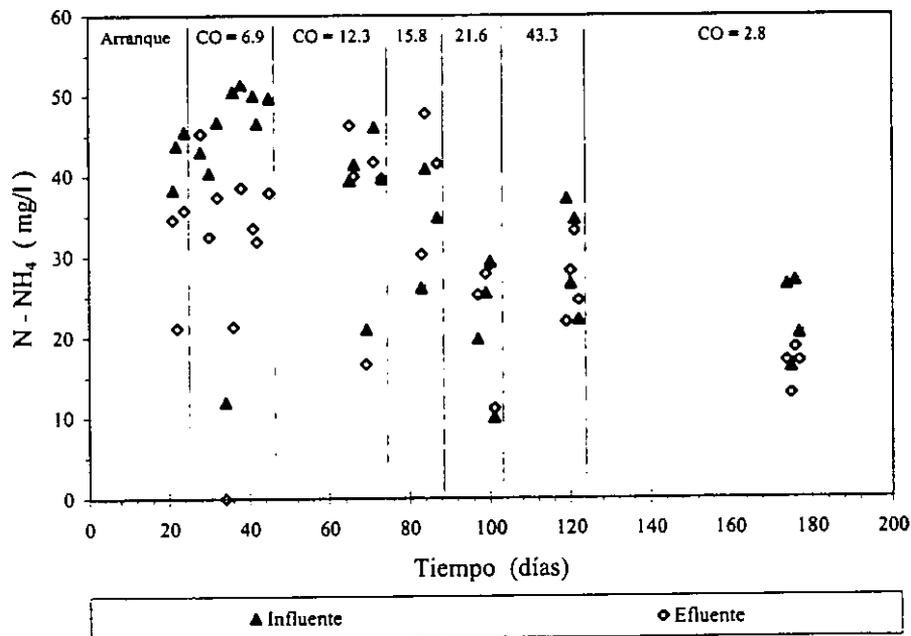


Figura 4.12. Concentraciones de nitrógeno amoniacal.

En la figura 4.12. se aprecia que las concentraciones nitrógeno amoniacal en el influente son variables. La remoción de amonio fue baja y las concentraciones en el efluente altas.

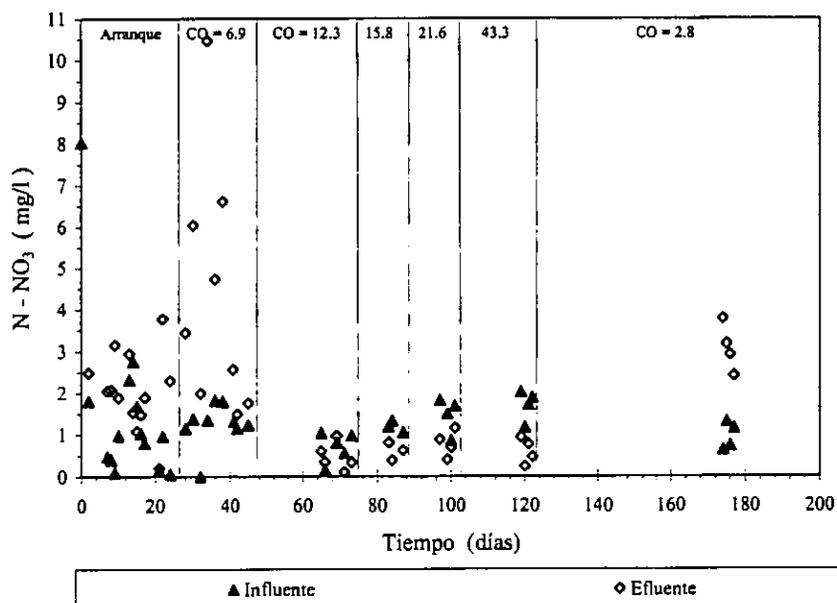


Figura 4.13. Concentraciones de nitrógeno de nitratos.

En la figura 4.13. se observa que únicamente se obtuvo una nitrificación incipiente en las dos cargas orgánicas más bajas. En las horas de mayor concentración de materia orgánica en el influente, hubo un descenso en la concentración de OD que llegó a los 0.3 mg/l (tabla 4.1.). Estas condiciones de OD limitado provocan una competencia entre heterótrofos y autótrofos (Pastorelli *et al*, 1997a) y la nitrificación disminuye.

Tabla 4.9. Compuestos nitrogenados en cada carga orgánica.

Corrida experimental	CO		TRC (días)	PH	T (°C)	OD (mg/l)	N-NH ₄ (mg/l)			Remoción %	N-NO ₃ (mg/l)	
	G _{DQO} /m ² d	g _{DQOsol} /m ² d					Inf	Ef	Inf		Ef	
0	Arranque	-	-	7.8	19.0	> 2	43	30	28	5.6	2.1	
1	6.9	3.2	5.8	7.4	20.0	> 2	43	31	34	1.2	4.3	
2	12.3	5.5	3.9	7.5	19.5	> 2	38	37	3	0.7	0.5	
3	15.8	8.0	3.2	7.4	20.0	2.4	34	40	-	1.2	0.6	
4	21.6	11.5	2.6	7.6	18.8	2.1	21	23	-	1.5	0.8	
5	43.3	21.5	1.7	7.7	20.0	3.4	30	27	7	1.7	0.6	
6	2.8	1.5	19.3	7.3	18.0	2.5	23	16	26	1.0	3.1	

Si se tienen cargas orgánicas mayores que $4.5 \text{ g}_{\text{DQOsol}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ no hay nitrificación (Rusten *et al.*, 1995). En la tabla 4.9. se observa que sólo se obtuvo nitrificación en las dos CO más bajas (2.8 y $6.9 \text{ g}_{\text{DQO}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$) ya que fueron las que presentaron CO inferiores a $4.5 \text{ g}_{\text{DQOsol}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. Las tasas de nitrificación fueron de 0.29 y $0.43 \text{ mg}_{\text{N-NO}_3}/\text{l}\cdot\text{mg}_{\text{STub}}$ respectivamente.

Boller y Gujer (1990) encontraron que la remoción de material inerte floculado en un sedimentador primario antes de un reactor de biopelícula mejora la nitrificación. Este sistema no contaba con sedimentador primario. También se puede observar en la tabla 4.9. que las cargas orgánicas en las que hubo nitrificación son aquellas con los TRC más altos. Según Lessel (1991) los microorganismos nitrificadores normalmente pueden producirse en cantidades suficientes si el TRC es mayor a 7 días. Rusten y Eliassen (1993) reportaron nitrificación incompleta con TRC de entre 4 y 13 días (en un SBR).

En la figura 4.14. se puede observar que, en general, hubo una disminución de nitrógeno amoniacal en el sistema.

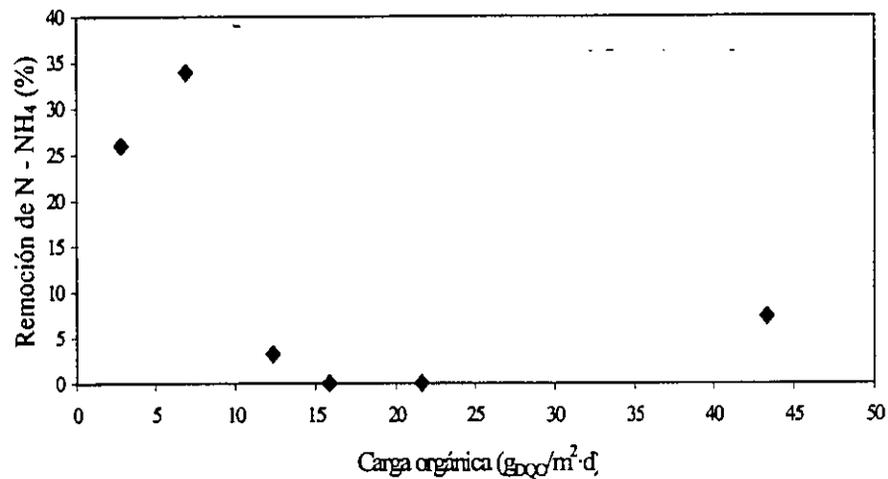


Figura 4.14. Porcentajes de remoción de nitrógeno amoniacal.

En las dos CO más bajas (6.9 y 2.8 g_{DQO}/m²·d) se obtuvieron las mayores remociones de nitrógeno amoniacal (26 y 34 % respectivamente). Esto se puede explicar si se considera que se tenían condiciones para nitrificar y que en el interior de la biopelícula se formaron zonas anóxicas donde hubo desnitrificación. Además el pH observado era favorable para la desnitrificación (Surampalli *et al*, 1997). En cambio, en el día 119 de la CO = 43.3 g_{DQO}/m²·d la concentración de N-NH₄ disminuyó en el reactor de manera importante en relación con el resto de los datos provocando un engañoso descenso en la concentración promedio de nitrógeno amoniacal en esta CO (figura 4.14).

4.5. FÓSFORO

En la figura 4.15. se presentan las concentraciones de fósforo de fosfatos en el influente y en el efluente del reactor.

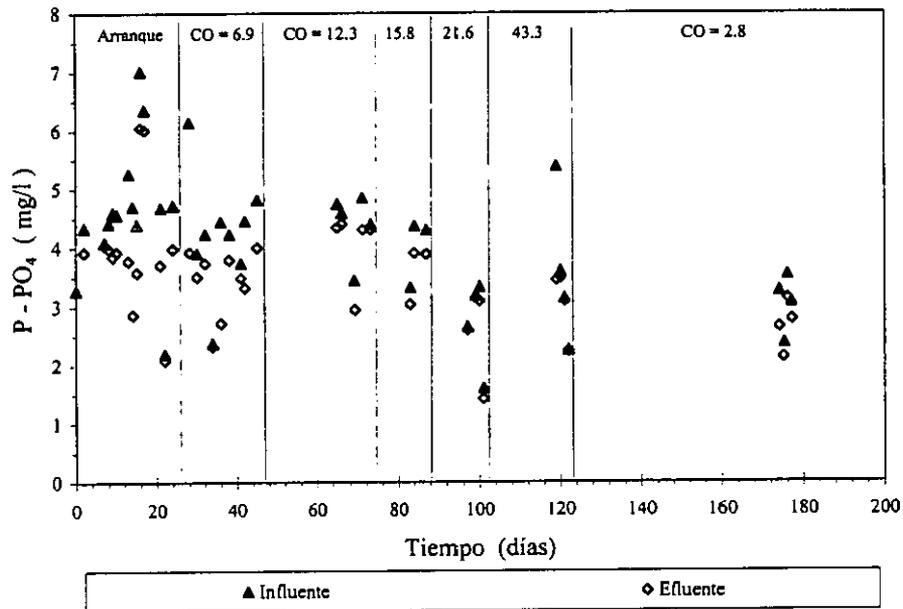


Figura 4.15. Concentraciones de fósforo de fosfatos.

En los sistemas convencionales de tratamiento secundario hay un consumo de fósforo durante la remoción de carbono para la síntesis de biomasa (Surampalli *et al*, 1997). En este caso se obtuvo una remoción parcial que correspondería al consumo por procesos anabólicos, ya que el sistema no contaba con las condiciones necesarias para eliminar fósforo.

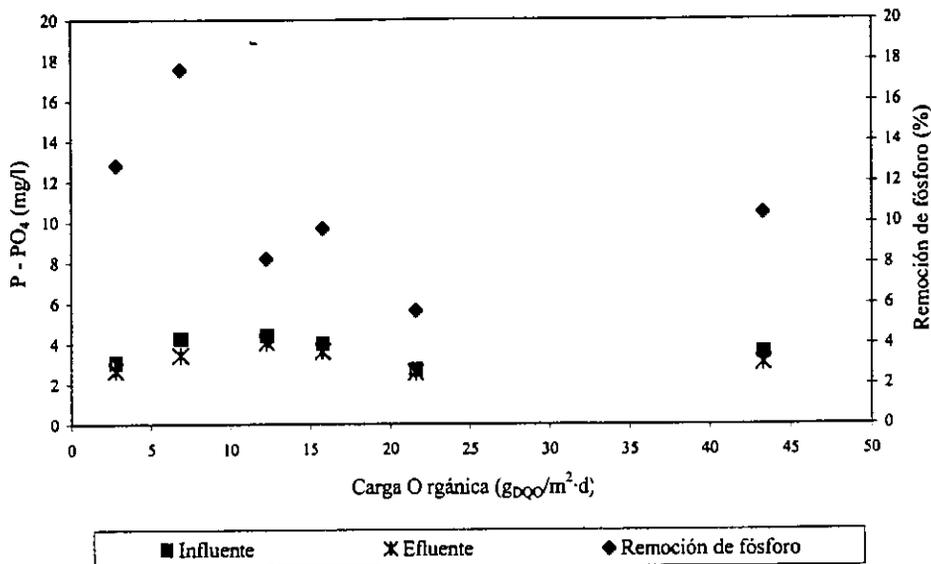


Figura 4.16. Concentraciones de fósforo de fosfatos y porcentajes de remoción de fósforo.

En la figura 4.16. se observa que en todas las corridas experimentales se obtuvo una disminución de la concentración de fosfatos en el sistema. Los porcentajes de remoción se encuentran en un intervalo de 5.6 a 17.5 %. Las mayores remociones se obtuvieron en las dos cargas orgánicas más bajas (6.9 y 2.8 gDQO/m²·d con 17.5 y 12.8 % respectivamente). Sin embargo el comportamiento de los porcentajes de remoción de fósforo no muestra una tendencia con respecto a la carga orgánica.

4.6. RESUMEN DE LOS RESULTADOS

Finalmente, después de haber analizado el comportamiento de cada uno de los parámetros determinados durante la experimentación, se presenta en la tabla 4.10. un resumen de las condiciones de operación y de la calidad del efluente logrado en el RLM.

Tabla 4.10. Resumen de la calidad del efluente y las condiciones de operación del reactor.

Condiciones de operación						Calidad del efluente								
CO	TRH	TRC	pH	T	OD	DQO _{sed}		DQO _{sol}		N - NH ₄		N - NO ₃	P - PO ₄	
8000/m ³ d	(h)	(días)	Ef	(°C)	(mg/l)	(mg/l)	% Remoción	(mg/l)	% Remoción	(mg/l)	% Remoción	(mg/l)	(mg/l)	% Remoción
2.8	7.63	19.3	7.3	18.0	2.5	25	79	18	71	16	26	3.1	2.7	12.8
6.9	5.72	5.8	7.4	20.0	> 2	41	81	30	67	31	34	4.3	3.4	17.5
12.3	2.86	3.9	7.5	19.5	> 2	57	71	35	59	37	3	0.5	4.1	8.2
15.8	1.91	3.2	7.4	20.0	2.4	66	61	41	52	40	-	0.6	3.6	9.7
21.6	1.14	2.6	7.6	18.8	2.1	57	57	36	48	23	-	0.8	2.6	5.6
43.3	0.82	1.7	7.7	20.0	3.4	83	56	57	36	27	-	0.6	3.1	10.4

Con respecto a las condiciones de operación se puede afirmar que la temperatura, el pH se encontraron en un intervalo que permitió la actividad metabólica de los microorganismos presentes en el sistema. El OD fue suficiente para los requerimientos de degradación de la materia orgánica.

Los porcentajes de remoción de materia orgánica se encuentran dentro de los intervalos reportados en investigaciones previamente realizadas con procesos biológicos secundarios. Las concentraciones de DQO_{sed}Ef y de DQO_{sol}Ef alcanzadas indican que se logró un efluente de buena calidad. La degradación de la materia orgánica mostró el comportamiento esperado, se obtuvieron mayores remociones en las cargas orgánicas más bajas y efluentes con baja concentración de materia orgánica. Los porcentajes de remoción de la DQO_{sed} en las cuatro cargas orgánicas con valores menores que 8.0 g_{DQO_{sol}}/m²-d mostraron una tendencia lineal.

Con respecto a la biopelícula se puede afirmar que el crecimiento fue filamentoso, condición que resulta conveniente ya que favorece el transporte de nutrientes y oxígeno de la fase líquida a la

fase sólida en el reactor. La producción de sólidos presentó el comportamiento esperado. La producción de sólidos aumentó en las CO más altas, ya que en éstas se obtuvieron tasas de degradación de materia orgánica y coeficientes de rendimiento más altos. Consecuentemente hay una mayor acumulación de microorganismos en el medio de soporte y disminuye su tiempo de retención celular. Los coeficientes de rendimiento fueron ligeramente menores que los encontrados en la literatura. Las concentraciones de DQO_{Ef} fueron buenas y la producción de lodos fue baja, se obtuvieron coeficientes de rendimiento entre 0.12 y 0.39 $kg_{ST}/kg_{DQO_{tot}}$. Por los resultados arriba mencionados, se puede afirmar que se logró un sistema estable, activo, mecánicamente resistente y eficiente en la degradación de materia orgánica.

También se puede afirmar que el material de soporte cumplió satisfactoriamente las expectativas. Permitió la fácil adherencia y el crecimiento de los microorganismos, el mezclado homogéneo de la biomasa en el reactor, resistió los efectos de la abrasión sin sufrir desgaste ni deformaciones y la densidad de área superficial real resultó muy buena, amén de tener un costo accesible.

El TRC en la carga orgánica más baja fue superior al requerido para permitir el crecimiento de las bacterias nitrificantes. No se logró más que una nitrificación incipiente en las dos cargas orgánicas más bajas. Si se desea que el sistema nitrifique sería necesario garantizar al menos TRC mayores a 7 días y concentraciones de OD superiores a los 2 mg/l.

Se obtuvo una disminución de fósforo en todas las cargas orgánicas por el consumo de los microorganismos, para llevar a cabo sus funciones anabólicas. Sin embargo el porcentaje de remoción no muestra ninguna tendencia con respecto a la carga orgánica.

En la figura 4.17. se puede observar una muestra del influente y otra del efluente durante la $CO = 6.9 \text{ g}_{DQO}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. En ellas se puede visualizar la transformación del agua residual tratada.

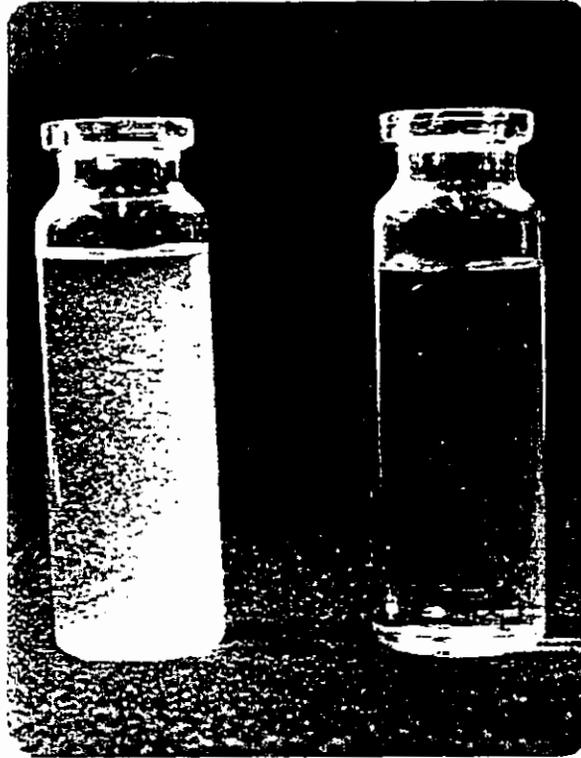


Figura 4.17. Agua de influente (izquierda) y efluente sedimentado de la primer CO (derecha).

5. CONCLUSIONES

- Se obtuvieron remociones de DQO_{tot} que van de 56 a 81 % de la DQO_{tot} con concentraciones del efluente entre 25 y 83 mg/l. Los porcentajes de remoción de materia orgánica se encuentran dentro de los intervalos reportados para tratamientos biológicos secundarios.
- Se obtuvieron concentraciones de la $DQO_{sed_{Ef}}$ muy cercanas a la $DQO_{sol_{Ef}}$. La diferencia entre éstas es de 7 mg_{DQO}/l para la carga orgánica más baja y se incrementa hasta 26 mg_{DQO}/l para la carga orgánica más alta.
- El sistema demostró ser estable y eficiente en la remoción de materia orgánica, se obtuvieron efluentes de mejor calidad a los encontrados en la literatura para sistemas similares, operando bajo las mismas condiciones.
- La tasa máxima de eliminación de sustrato que se obtuvo fue de 52 $g_{DQO}/m^2 \cdot d$. La cinética de degradación de materia orgánica presenta un comportamiento lineal que se ajusta al modelo de Stover-Kincannon.
- Se obtuvo una baja producción de lodos, con coeficientes de rendimiento celular entre 0.12 y 0.39 $kg_{ST}/kg_{DQO_{tot}}$.
- El material cumplió satisfactoriamente las expectativas como medio de soporte; permitió la fácil adherencia de los microorganismos, el mezclado homogéneo y no sufrió desgaste ni deformaciones con una densidad de área superficial de 490 m^2/m^3 y bajo costo.
- Se observó un crecimiento homogéneo de microorganismos en la parte interna del material de soporte independientemente de la carga orgánica aplicada. En la parte externa del material, sobre las crestas, no se observó crecimiento de microorganismos.

- El crecimiento de organismos fue de dos tipos. En el primer tipo de crecimiento se desarrolló una biopelícula sobre la cual crecieron organismos filamentosos. Las longitudes de los filamentos variaron entre 0.3 mm en la parte externa hasta 2.0 mm en la parte interna. En el segundo tipo de crecimiento (durante la carga orgánica más baja), se formaron grandes protuberancias de organismos filamentosos, firmemente adheridos por la parte externa del medio de soporte. Estos crecimientos presentaron forma de mechones que alcanzaron una longitud de 12 mm.
- Los procesos de nitrificación se presentaron de una manera incipiente. Los valores de remoción de amonio y de producción de nitratos no permiten reconocer una tendencia de la nitrificación con respecto a la carga orgánica o al tiempo de retención celular.
- Debido a que el sistema no nitrificó adecuadamente, se considera conveniente analizar este aspecto en un trabajo futuro para conocer las causas.
- Durante el lapso comprendido entre las 10 y las 22 h, debido al incremento de la CO, el OD no fue suficiente para cubrir los requerimientos de los microorganismos. Por lo tanto, se recomienda para trabajos futuros, aumentar el suministro de oxígeno durante las horas con mayor DQO. En este mismo tenor, se observó que la transferencia de oxígeno es una limitante que debe ser analizada con más detalle para lograr un menor tiempo de reacción, aumentando el área superficial expuesta al crecimiento de la biopelícula.
- Sería recomendable aumentar el número de piezas de material de soporte, incrementando la relación área/volumen y así reducir el volumen del reactor.
- Se observó una disminución en las concentraciones de fósforo del agua residual, con porcentajes de remoción en un intervalo entre 5.6 y 17.5 %. Las tasas de remoción de fósforo no mostraron ninguna tendencia con respecto a la carga orgánica.

6.- REFERENCIAS

- Abwassertechnische Vereinigung, e.V. (1996) Biologische und weitergehende abwasserreinigung. Cuarta edición, *Ed. Ernst & Sohn*. Pp. 201
- Allison D. G., Ruiz B., San Jose C., Aspe A. y Gilbert P. (1998) Extracellular products as mediators of the formation and detachment of *Pseudomonas fluorescens* biofilms. *FEMS Microbiol Lett* 167, pp. 179-184. (Citado por Casey, 2000).
- Andreottola G., Foladori P., Ragazzi M. y Tatano F. (1999) Experimental comparison between MBBR and activated sludge system for the treatment of municipal wastewater. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*
- APHA – AWWA – WPCF (1989) Standard Methods for the examination of water and wastewater. 17th edition, Ed. Mary Ann H. Franson, Washington D. C., E.E.U.U.
- Azeredo J., Fialho A. y Oliveira R., (1999) The role of exopolymers in bacterial adhesion. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*
- Barnes D. y Bliss P. (1983) Biological control of nitrogen in wastewater treatment. University press, Cambridge, G. B., capítulo 4. (Citado por Valdivia, 1998)
- Beyenal H. y Lewandowski Z. (2000) Combined effect of substrate concentration and flow velocity on effective diffusivity in biofilms. *Wat. Res.* 34-2, 528-538.
- Bishop P. L. (1997) Biofilm structure and kinetics. *Wat. Sci. Tech.* 36-1, 287-294.
- Boller M., Gujer W. y Nyhuis G. (1986) Nitrification in tertiary trickling filters followed by deep bed filters. *Wat Res.* 20, 1363. (Citado por Rusten, 1995).
- Boller M. y Gujer W. (1990) Tertiary rotating biological contactors for nitrification. *Wat. Sci. Tech.* 22, 89 (Citado por Rusten, 1995).
- Brock T. D. y Madigan M. T. (1993) Microbiología *Ed. Prentice Hall Hispanoamericana* Sexta edición, pp. 100-130, 327-354, 775-781.
- Carpenter P. (1983) Microbiology *W. B. Sanders Company*, Philadelphia, E.E.U.U., 521 pp.
- Cassey E., Glennon B. y Hamer G. (2000) Biofilm development in a membrane-aerated biofilm reactor: effect of flow velocity on performance. *Biotechnol. Bioeng.* 64-4, 476-486.

- Characklis W. G. y Marshall K. C. (1990) *Biofilms Ed. Wiley-interscience publication John Wiley and sons, Inc.* pp. 796
- Chaudhry M. A. S. y Beg S. A. (1998) A review on the mathematical modeling of biofilm process: advances in fundamentals of biofilm modeling. *Chem. Eng. Technol.* 21-9, 701-710.
- Chudoba P, Pannier M. Truc A. y Pujol R. A new fixed-film mobile bed bioreactor for denitrification of wastewaters. *Wat. Sci. Tech.* 38-8/9, 233-240.
- de Beer D., Stoodley P., Roe F. y Levandowsky Z. (1994) Effects of biofilm structure of oxygen distribution and mass transport. *Biotechnol. Bioeng.* 43, 1131-1138.
- de Beer D. y Stoodley P. (1995) Relation between the structure of an anaerobic biofilm and transport phenomena. *Wat. Sci. Tech.* 32, 11-18.
- Deutsche einheitsverfahren zur wasser abwasser und schlammuntersuchung (1983) Verlag chimie. Weinheim, Alemania.
- Fernández-Polanco F., Real F. y García P. (1994) Behaviour of an anaerobic/aerobic pilot scale fluidized bed for the simultaneous removal of carbon and nitrogen. *Wat. Sci Tech.* 29-10/11, 339-346.
- Garzón-Zúñiga M. A. y González-Martínez S. (1996) Biological phosphate and nitrogen removal in a biofilm sequencing batch reactor. *Wat. Sci Tech.* 34-1/2, 293 – 301.
- Gavrilescu M. y Macoveanu M. (2000) Attached-growth process engineering in wastewater treatment. *Bioprocess Engineering*, 23, 95-106.
- Gebara F. (1999) Activated sludge biofilm wastewater treatment system; *Wat. Sci. Tech.* 33-1, 230-238.
- Gönenç I. E. y Harremoës P. (1990) Nitrification in rotating discs systems II criteria for simultaneous mineralization and nitrification. *Wat. Res.* 24, 499 (Citado por Rusten, 1995).
- González-Martínez S. y Elías J. G. (1989) Diseño de biodiscos. *Series del Instituto de Ingeniería*, 520, UNAM, México.
- González-Martínez S. y Duque-Luciano J. (1992) Aerobic submerged biofilm reactors for wastewater treatment. *Wat. Res.* 26-6, 825-833.
- González-Martínez S. (1998) Biopelículas aerobias en el tratamiento de aguas residuales. *IV Simposio Internacional sobre Control de la Polución de Aguas por Procesos Biológicos*. Valencia, Venezuela.

- Gonzalez-Martínez S., Lippert-Heredia E., Hernández-Esparza C., Doria-Serrano S. (2000) Reactor kinetics for submerged aerobic biofilms; *Bioprocess Engineering*, 23, 57-61.
- González-Oliveros J. M. (2000) La precipitación química como alternativa o complemento al tratamiento biológico de las aguas residuales. *Tercer Seminario en Tratamiento Químico del Agua. Tratamiento Químico de Aguas Residuales Industriales y Municipales. Kemira Ibérica, S. A. Colegio de Ingenieros Ambientales de México, A. C., Embajada de Suecia en México, Instituto de Ingeniería, Kemwater de México y Stockholm Vatten.*
- Helmer C. y Kunst S. (1997) Simultaneous nitrification/denitrification in an aerobic biofilm system, *Second International Conference on Microorganisms in Activated Sludge and Biofilm Process, Berkley, Calif.*, Ed. O. Jenkns y S.W. Hermanowicz
- Hem L. J., Rusten B. y Odegaard H. (1994) Nitrification in a moving bed biofilm reactor. *Wat. Res.* 24, 1425-1433.
- Henrik A., Nyberg U., Andersson B., Gotthardsson S. y la Cour J. J. (1998) Post denitrification in a moving bed biofilm reactor process. *Wat. Sci. Tech.* 38-1, 31-38.
- Iwai S., Oshino Y. y Tsukada T. (1990) Design and operation of small wastewater treatment plants by the microbial film process. *Wat. Sci. Tech.* 22-3/4, 139-144.
- Iwai S. y Kitao T. (1994) Wastewater treatment with microbial films. *Technomic Publishing Company, Inc. USA*, 184 pp.
- Janning K. F., Le Tallec X., y Harremoës P. (1998) Hydrolysis of organic wastewater particles in laboratory scale and pilot scale biofilm reactors under anoxic and aerobic conditions. *Wat. Sci. Tech.* 38-8/9, 179-188.
- Jeris J. S., Beer C. y Mueller J. A. (1976) Waste treatment apparatus. U.S. Patent No 3,956,129. (Citada por Nicolella, 2000)
- Larsen T. A. y Harremoës P. (1994) Degradation mechanism of colloidal organic matter in biofilm reactors, *Wat. Res.* 28-6, 1443-1452
- Lawrence J. R., Korber D. R., Hoyle B. D., Costerton J. W. y Caldwell D. E. (1991) Optical sectioning of microbial biofilms. *J. Bacteriol.* 173, 6558-6567. (Citado por Okabe, 1998).
- Lazarova V. y Manem J. (1994) Advances in biofilms aerobic reactors ensuring effective biofilm activity control. *Wat. Sci. Tech.* 29-10/11, 319-327.
- Lazarova V. y Manem J. (1996) An innovative process for wastewater treatment: the circulating bed floating reactor. *Wat. Sci. Tech.* 34, 89-99.

ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA

- Lessel T.H. (1991) First practical experiences with submerged rope-type bio-film reactors for upgrading and nitrification. *Wat. Sci. Tech.* 23, 825-834.
- Levenspiel O. (1962). Chemical reaction engineering. *John Wiley and Sons, Inc.* Segunda Edición, E.E.U.U. pp. 1-7, 93-96
- Lopes F. A., Vieira M. J. y Melo L. (1999) Chemical composition and activity of a biofilm during the start-up of an air lift reactor. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*
- López I. F., Esparza I. R., Velasco B. H. y Monroy H. O. (1999) Modelo de un reactor de biopelícula para el tratamiento de aguas residuales. *IV Congreso Latinoamericano de Biotecnología y Bioingeniería, Huatulco, Oaxaca, México*, 266.
- Melo L. F. y Vieira M. J. (1999) Physical stability and biological activity of biofilms under turbulent flow and low substrate concentration. *Bioprocess Engineering.* 20, 363-368.
- Moreau M., Liu Y., Capdeville B., Audic J. y Calvez L. (1994) Kinetic behaviour of heterotrophic and autotrophic biofilms in wastewater treatment processes. *Wat. Sci. Tech.* 29-10/11, 385-391.
- Morper M. y Wildmoser A. (1990) Improvement of existing wastewater treatment plants efficiencies without enlargement of tankage by application of the linpor-process – case studies; *Wat. Sci. Tech.* 22-7/8, 207-215.
- Münch E. v., Barr K., Watts S. y Keller J. (1999) Suspended carrier technology allows upgrading high-rate activated sludge plants for nitrogen removal via process intensification. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*
- Nicolella C., van Loosdrecht M. C. M. y Heijnen J. J. (2000) Wastewater treatment with particulate biofilm reactors. *Journal of Biotechnology.* 80, 1-33.
- Nikov I., Nikolov V. y Dimitrov D. (1999) Biodegradation of aniline using light carriers with optimised surface in TPIFB. *Bioprocess Bioeng.* 21, 547-552.
- Ødegaard H., Rusten B. y Westrum T. (1994) A new moving bed biofilm reactor- applications and results. *Wat. Sci. Tech.* 29, 10-11.
- Ødegaard H., Gisvold B. y Strickland J. (1999) The influence of carrier size and shape in the moving bed biofilm process. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*
- Okabe S., Kuroda H. y Watanabe Y. (1998) Significance of biofilm structure on transport of inert particulates into biofilms. *Wat. Sci. Tech.* 38-8/9, 163-170.

- Pastorelli G., Andreottola G., Canziani R., Darriulat C., de Fraja F. E. y Rozzi A. (1997) Organic carbon and nitrogen removal in moving-bed biofilm reactors *Wat. Sci. Tech.* 35-6, 91-99.
- Pastorelli G., Andreottola G., Canziani R., de Fraja F. E., De Pascalis F., Gurrieri G. y Rozzi A. (1997a) Pilot-plant experiments with moving-bed biofilm reactors *Wat. Sci. Tech.* 36-1, 43-50.
- Piciooreanu C., van Loosdrecht M. C. M. y Heijnen J. J. (2000) Effect of diffusive and convective substrate transport on biofilm structure formation: a two-dimensional modeling study. *Biotechnol. Bioeng.* 69-5, 504-515.
- Rasmussen K. y Lewandowski Z. (1998) Microelectrode measurements of local mass transport rates in heterogeneous biofilms. *Biotechnol. Bioeng.* 59-3, 302-309.
- Reimann H. (1990) The linpor process for nitrification and denitrification; *Wat. Sci. Tech.* 22-7/8, 297-298.
- Rohold L. y Harremoës P. (1993) Degradation of non-diffusible organic matter in biofilms reactors. *Wat. Res.* 27-11, 1689-1691. (Citado por Pastorelli, 1997)
- Rusten B., Ødegaard H. y Lundar A. (1992) Treatment of dairy wastewater in a novel moving bed biofilm reactor. *Wat. Sci. Tech.* 26-3/4, 703-711.
- Rusten B. y Eliassen H. (1993) Sequencing batch reactors for nutrient removal at small wastewater treatment plants. *Wat. Sci. Tech.* 28-10, 233-242.
- Rusten B., Siljudalen J.G. y Nordeidet B. (1994) Upgrading to nitrogen removal with the KMT moving bed biofilm process; *Wat. Sci. Tech.* 29-12, 185 – 195.
- Rusten B. y Eliassen H., (1995) Nitrogen removal from dilute wastewater in cold climate using moving bed biofilm reactors. *Wat. Environ. Res.* 67-1, 65-74.
- Rusten B., Hem L. J., Ødegaard H. (1995) Nitrification of municipal wastewater in moving-bed biofilm reactors; *Wat. Environ. Res.* 67-1, 75-86.
- Rusten B., Kolkinn O. y Ødegaard H. (1997) Moving bed biofilm reactors and chemical precipitation for high efficiency treatment of wastewater from small communities. *Wat. Sci. Tech.* 35-6, 71-79.
- Sánchez B., L. A., Zepeda P., A., Houbron E. (1999) Generación de lodos en plantas de tipo SBR: seguimiento de varias plantas industriales. *IV Congreso Latinoamericano de Biotecnología y Bioingeniería, Huatulco, Oaxaca, México*, pp. 454.

- Santegoeds C. M., Muyzer G. y de Beer D. (1998) Biofilm dynamics studied with microsensors and molecular techniques. *Wat. Sci. Tech.* 37-4/5, 125-129.
- Show K. Y. y Tay J. H. (1999) Influence of support media on biomass growth and retention in anaerobic filters. *Wat. Res.* 33- 6, 1471-1481.
- Silyn-Roberts G. y Lewis G. (1997) A technique in confocal laser microscopy for establishing biofilm coverage and thickness. *Wat. Sci. Tech.* 36-10, 117-124.
- Stewart P. S. (1998) A review of experimental measurements of effective diffusive permeabilities and effective diffusion coefficients in biofilms. *Biotechnol. Bioeng.* 59-3, 261-272.
- Stoodley P., Lewandowski Z., Boyle J. D. y Lappin-Scott H. (1999) Structural deformations of bacterial biofilms caused by short-term fluctuations in fluid shear: an in situ investigation of biofilm rheology. *Biotech. Bioeng.* 65-1, 83-92.
- Surampalli R. Y., Tyagi R. D., Scheible O.K. y Heidman J. A. (1997) Nitrification, denitrification and phosphorus removal in sequential batch reactors. *Bioresource Technology, Elsevier Science Limited*, 67, 151-157.
- Sutton P. y Misrha P. (1990) Activated carbon based biological fluidized beds for contaminated water and wastewater treatment: a state of the art review. *Wat. Sci. Tech.* 29-10/11, 309-317.
- Tsuno H., Somiya I., Matsumoto N. y Sasai S. (1992) Attached growth reactor for BOD removal and nitrification with polyurethane foam medium. *Wat. Sci. Tech.* 26-9/11, 2035-2038.
- Tyagi R. D. y Vembu K. (1990) Wastewater treatment by immobilized cells. *CRC Press, Inc. USA*.
- Valdivia S. C. A. (1998) Mejoramiento del sistema de filtración combinada para el tratamiento de aguas residuales. *Tesis de maestría, DEPMI, UNAM*, 93 pp.
- Vieira M., Melo L. y Pinheiro M. (1993) Biofilm formation: hidrodinamic effects on internal difusion and structure. *Biofouling.* 7, 67-80. (Citado por Wijeyekoon, 1999)
- Wanner K. y Grau (1988) Activated sludge process combined with biofilm cultivation *Wat. Res.* 22, 207-215 (Citado por Gebara 1999)
- Wang B., Li G., Yang Q. y Liu R. (1992) Nitrogen removal by a submerged biofilm process with fibrous carriers. *Wat. Sci. Tech.* 26-9/11, 2039-2042.
- Wang B., Li Jun, Wang Lin, Nie M. y Li Ji (1998) Mechanism of phosphorus removal by SBR submerged biofilm system. *Water Res.* 32-9, 2633-2638.

Wäsche S., Horn Harald y Hempel D. C., (1999) Mass transfer phenomena in biofilm systems. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*

Wijeyekoon S., Mino T., Satoh H. y Matsuo T. (1999) Growth and novel structural features of tubular biofilms produced under different hydrodynamic conditions. *Conference on Biofilm Systems, Octubre 17-20, 1999, Nueva York, E.E.U.U.*

Winkler M. A. (1998) Tratamiento biológico de aguas de desecho. *Ed Limusa, quinta reimpresión, México, 1998. pp. 338.*

Wood B. D. y Whitaker S. (1999) Cellular growth in biofilms. *Biotech. Bioeng.* 64-6, 656-670.