



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA
Ingeniería Ambiental - Agua

**FILTRACIÓN BIOLÓGICA DE AGUAS RESIDUALES
CONTENIENDO COLORANTES AZO**

TESIS
QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
DOCTORA EN INGENIERÍA

PRESENTA:
M en I. Yazmin Lucero Cobos Becerra

TUTOR PRINCIPAL
Dr. Simón González Martínez - Instituto de Ingeniería

COMITÉ TUTOR
Dra. Petia Mijaylova Nacheva - Facultad de Ingeniería
Dr. Jorge Gómez Hernández - UAM Iztapalapa
Dr. Alejandro Vargas Casillas - Instituto de Ingeniería

México, D.F. 2013

JURADO ASIGNADO:

Presidente: Dra. Petia Mijaylova Nacheva
Secretario: Dr. Germán Cuevas Rodríguez
Vocal: Dr. Gregorio Jorge Gómez Hernández
1er. Suplente: Dr. Simón González Martínez
2do. Suplente: Dr. Alejandro Vargas Casillas

Lugar donde se realizó la tesis:

Laboratorio de Ingeniería Ambiental, edificio 5, Instituto de Ingeniería, UNAM.

TUTOR DE TESIS:

Dr. Simón González Martínez

FIRMA




DEDICATORIA

*A mis padres, **Gloria** y **Gilberto**, quienes siempre me han apoyado para alcanzar todos mis sueños y seguir adelante con mi carrera, por estar junto a mí brindándome todo el amor y sabiduría.*

*A mi hermano, “**Fonso**”, por su apoyo, sus chistes y risas que siempre me alegran.*

*A mi esposo **Pablo Heredia** por su amor, respeto, compañía, consejos y apoyo.
“El verdadero amor no es otra cosa que el deseo inevitable de ayudar al otro para que sea quien es” (Jorge Bucay)*

*A mi amiga **Rosalinda Campuzano** por todo el apoyo, los momentos felices, tristes y de enojos, los viajes compartidos y sobre todo nuestros momentos de carcajadas en el cubículo.*



AGRADECIMIENTOS

Al finalizar un trabajo tan arduo como el desarrollo de una tesis doctoral me doy cuenta que la realización de esta hubiese sido imposible sin la participación de personas e instituciones que han facilitado las cosas para que este trabajo llegue a un feliz término. Es por ello, que quisiera utilizar este espacio para ser justo y consecuente con ellas, expresándoles mis agradecimientos.

Agradezco a la **UNAM** y al **INSTITUTO DE INGENIERÍA** porque me acogieron desde hace seis años para la realización de mis estudios de maestría y doctorado.

Agradezco a la **Coordinación de Estudios de Posgrado (CEP)** y al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT, proy. 103922)** por los apoyos brindados para desarrollar este trabajo de investigación.

Debo agradecer de manera especial y sincera al **Dr. Simón González Martínez** por apoyarme para realizar esta tesis doctoral bajo su dirección. Su confianza en mi trabajo y su capacidad para guiar mis ideas ha sido un aporte invaluable, no solamente en el desarrollo de esta tesis, sino también en mi formación como investigador. Le agradezco también el haberme facilitado siempre los medios suficientes para llevar a cabo todas las actividades propuestas durante el desarrollo de esta tesis. También le agradezco por los momentos de alegría y por los momentos en donde me hacía preguntas existenciales y yo salía corriendo. Gracias por ser mi tutor.

Quiero expresar también mi más sincero agradecimiento a los doctores **Petia Mijaylova N., Jorge Gómez H., Alejandro Vargas C., Germán Cuevas R., Marco Garzón Z. y Oscar González B.** por su importante aporte y participación activa en el desarrollo de esta tesis. No cabe duda que su participación ha enriquecido el trabajo realizado.

Debo agradecer también a la **Maestra Leticia García Montes de Oca** por todo el apoyo brindado en el laboratorio pero sobre todo por su gran amistad. Te aprecio muchísimo Leti has sido mi familia durante el tiempo que he estado aquí en México.

A mis amigos **Sandra Carlos, Arturo Álvarez, Circe Badillo, Gabriel López, Carlos Cervantes, Nathalia Torres, Guadalupe Paredes, Adba Musharrafie y Berenice de las Heras** por su apoyo y todos los días que pasamos riendo. Todos esos momentos son los que nos han hecho crecer y valorar a las personas que tenemos a nuestro alrededor.

Al personal técnico del laboratorio de Ingeniería Ambiental **Lupita Urquiza, Roberto Briones, Margarita Cisneros, Soledad Lucario y Victoria Navarrete.** Gracias por su atenta colaboración.

TABLA DE CONTENIDO

| | Pág. |
|---|-----------|
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 1.1 Hipótesis | 2 |
| 1.2 Objetivos | 3 |
| 1.3 Alcances | 3 |
| 2. DEGRADACIÓN BIOLÓGICA DE COLORANTES AZO | 4 |
| 2.1 Mecanismos de degradación de los colorantes azo | 7 |
| 2.2 Factores que afectan la degradación de colorantes azo | 8 |
| 2.2.1 <i>Temperatura y pH</i> | 8 |
| 2.2.2 <i>Concentración y estructura del colorante</i> | 9 |
| 2.2.3 <i>Tiempo de retención hidráulica</i> | 10 |
| 2.2.4 <i>Fuente externa donadora de electrones</i> | 10 |
| 2.3 Degradación biológica de aminas aromáticas | 11 |
| 3. FILTROS BIOLÓGICOS AIREADOS | 13 |
| 3.1 Proceso de filtración combinada | 14 |
| 3.2 Características del medio filtrante | 15 |
| 3.3 Carga orgánica y remoción de nutrientes | 16 |
| 3.4 Lavado del medio filtrante | 18 |
| 4. HIDRÁULICA DE REACTORES | 21 |
| 4.1 Determinación del comportamiento hidráulico de reactores | 22 |
| 4.2 Modelos matemáticos del comportamiento hidráulico de un reactor | 23 |
| 4.2.1 <i>Modelos para flujo ideal</i> | 24 |
| 4.2.2 <i>Modelos para flujo no ideal</i> | 26 |

| | | |
|------------|--|-----------|
| 4.3 | Comportamiento hidráulico de filtros biológicos | 32 |
| 5. | ESTRATEGIA EXPERIMENTAL | 35 |
| 5.1 | Material filtrante | 35 |
| 5.2 | Retrolavado del lecho empacado | 36 |
| 5.3 | Comportamiento hidráulico de un filtro biológico | 36 |
| 5.3.1 | <i>Pruebas de trazado sin biopelícula</i> | 37 |
| 5.3.2 | <i>Pruebas de trazado con biopelícula</i> | 38 |
| 5.4 | Degradación biológica de un colorante azo | 40 |
| 5.4.1 | <i>Cultivo de biopelículas</i> | 42 |
| 5.4.2 | <i>Filtros biológicos</i> | 43 |
| 5.4.3 | <i>Agua residual como cosustrato</i> | 43 |
| 5.4.4 | <i>Parámetros de seguimiento: determinaciones analíticas</i> | 43 |
| 5.4.5 | <i>Cuantificación de colorantes azo y productos de degradación</i> | 45 |
| 6. | COMPORTAMIENTO HIDRÁULICO DE UN FILTRO BIOLÓGICO | 47 |
| 6.1 | Caracterización del material filtrante | 48 |
| 6.2 | Estrategia de retrolavado del filtro biológico | 49 |
| 6.3 | Pruebas de trazado SIN biopelícula | 51 |
| 6.3.1 | <i>Medio filtrante nuevo</i> | 51 |
| 6.3.2 | <i>Medio filtrante desgastado</i> | 54 |
| 6.3.3 | <i>Modelo de Dispersión Axial</i> | 56 |
| 6.3.4 | <i>Modelo de Wolf y Resnick</i> | 61 |
| 6.4 | Pruebas de trazado CON biopelícula | 64 |
| 6.4.1 | <i>Filtro biológico aerobio</i> | 65 |
| 6.4.2 | <i>Filtro biológico anaerobio</i> | 67 |
| 6.5 | Comparación de los resultados de las pruebas con y sin biopelícula | 70 |
| 6.5.1 | <i>Filtro biológico aerobio</i> | 70 |
| 6.5.2 | <i>Filtro biológico anaerobio</i> | 71 |
| 7. | DEGRADACIÓN DEL COLORANTE AZUL DIRECTO 2 EN UN FILTRO BIOLÓGICO ANAEROBIO | 72 |
| 7.1 | Carga orgánica y remoción de DQO | 73 |
| 7.2 | Remoción del colorante Azul Directo 2 | 76 |
| 7.3 | Comportamiento de los nutrientes nitrógeno y fósforo | 81 |

| | | |
|-----|---|-----|
| 7.4 | Sólidos suspendidos en el efluente | 82 |
| 7.5 | Tiempo de retención celular y biomasa en el retrolavado | 84 |
| 8. | DEGRADACIÓN DEL COLORANTE AZUL DIRECTO 2 EN UN FILTRO BIOLÓGICO AIREADO | 88 |
| 8.1 | Carga orgánica y remoción de DQO | 89 |
| 8.2 | Remoción del colorante Azul Directo 2 | 92 |
| 8.3 | Comportamiento de los nutrientes nitrógeno y fósforo | 97 |
| 8.4 | Sólidos suspendidos en el efluente | 100 |
| 8.5 | Tiempo de retención celular y biomasa en el retrolavado | 101 |
| 9. | CONCLUSIONES | 105 |
| 10. | REFERENCIAS | 108 |
| | ANEXO 1 | 120 |
| | Cuantificación del colorante azo - Azul directo 2 | 120 |
| | Cuantificación de bencidina y 4-aminobifenil | 121 |

LISTA DE FIGURAS

| | Pág. |
|---|------|
| Figura 1.1 Esquema general de la biodegradación de colorantes azo y aminas aromáticas. <i>Fuente: Van der Zee y Villaverde, 2005</i> | 1 |
| Figura 2.1 Diagrama de un colorante monoazo y sus auxocromos. <i>Fuente: dos Santos et al., 2007.</i> | 4 |
| Figura 2.2 Influencia del cosustrato durante la degradación de un colorante azo bajo condiciones anaerobias (1) y aerobias (2) | 7 |
| Figura 2.3 Mecanismo propuesto para la reducción de colorantes azo. <i>Fuente: modificado de Pearce et al., 2003</i> | 8 |
| Figura 3.1 Diagrama básico del funcionamiento de un filtro biológico aireado (BAF - por sus siglas en inglés) <i>Fuente: BIOFOR® - Infilco - Degrémont, 2011; Pujol et al, 1994</i> | 14 |
| Figura 3.2 Diagrama del proceso de filtración y colmatación del medio filtrante | 18 |
| Figura 3.3 Operación normal y retrolavado de filtros biológicos. <i>Fuente: González-Martínez, 2007</i> | 20 |
| Figura 4.1 Aplicación de trazadores a un reactor. <i>Fuente: Levenspiel, 2002</i> | 22 |
| Figura 4.2 Respuestas típicas de una prueba de trazadores de inyección instantánea. <i>Fuente: Levenspiel, 2002</i> | 23 |
| Figura 4.3 Respuestas típicas de una prueba de trazadores de inyección continua. <i>Fuente: Levenspiel, 2002</i> | 23 |
| Figura 4.4 Curva de respuesta de un trazador de inyección continua en un reactor ideal de mezcla completa. <i>Fuente: Crites y Tchobanoglous, 1998</i> | 24 |
| Figura 4.5 Curva de respuesta de un trazador de inyección continua en un reactor ideal de mezcla completa. <i>Fuente: Crites y Tchobanoglous, 1998</i> | 25 |
| Figura 4.6 Desviaciones de la idealidad para un reactor de flujo pistón. a) mezcla longitudinal debido a vórtices, b) insuficiente mezcla radial, c) canalizaciones de flujo. <i>Fuente: Smith, 1981</i> | 27 |
| Figura 4.7 Representación del Modelo de Dispersión Axial | 27 |
| Figura 4.8 Modelo de reactores de mezcla completa en serie. <i>Fuente: Smith, 1981</i> | 29 |
| Figura 4.9 Curvas de respuesta para el modelo de reactores de mezcla completa en serie. <i>Fuente: Smith, 1981</i> | 30 |
| Figura 4.10 Representación gráfica del Modelo de Wolf y Resnick. <i>Fuente: Pérez, 1992</i> | 31 |
| Figura 5.1 Filtro biológico de vidrio | 37 |

| | |
|---|----|
| Figura 5.2 Pruebas de trazado sin biopelícula | 37 |
| Figura 5.3 Filtro biológico de PVC | 39 |
| Figura 5.4 Pruebas de trazado con biopelícula | 39 |
| Figura 5.5 Colorante diazo Azul Directo 2. Fuente: Golka et al., 2004; Morgan et al., 1994 | 40 |
| Figura 5.6 Espectro de absorción del colorante Azul Directo 2, barrido de longitudes de onda entre 200 y 900 nm | 41 |
| Figura 5.7 Estrategia de operación de los filtros biológicos | 42 |
| Figura 5.8 Filtro biológico anaerobio y aerobio | 44 |
| Figura 5.9 Aminas aromáticas resultantes de la degradación del Azul Directo 2 | 46 |
| Figura 6.1 Poros del tezontle vistos en el microscopio. a) 57X y b) 75X | 48 |
| Figura 6.2 Partículas de tezontle con diámetro promedio de 9.5 mm | 49 |
| Figura 6.3 Partículas de tezontle con diámetro promedio de 4.7 mm | 49 |
| Figura 6.4 Retrolavado por pulsos de aire del medio filtrante | 50 |
| Figura 6.5 Pruebas de trazado para tezontle de 9.5 mm | 51 |
| Figura 6.6 Pruebas de trazado para tezontle de 4.7 mm | 52 |
| Figura 6.7 Prueba de trazado de 144 min, sin aireación, para medio filtrante de 9.5 mm (parte inferior del filtro) | 52 |
| Figura 6.8 Prueba de trazado de 144 min, sin aireación, para medio filtrante de 4.7 mm (parte inferior del filtro) | 53 |
| Figura 6.9 Canales formados en el medio filtrante (parte superior del filtro) | 53 |
| Figura 6.10 Prueba de trazado de 269 min, con aireación, para medio filtrante de 9.5 mm (parte inferior del filtro) | 54 |
| Figura 6.11 Acumulación del tezontle desgastado en el fondo del filtro debido al retrolavado | 55 |
| Figura 6.12 Pruebas de trazado para medio filtrante de 4.7 mm bajo diferentes caudales de aire | 55 |
| Figura 6.13 Material filtrante nuevo (a) y desgastado (b) | 56 |
| Figura 6.14 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el <i>filtro CON aireación</i> y los dos tamaños de partícula, usando el Modelo de Dispersión Axial | 57 |
| Figura 6.15 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el <i>filtro SIN aireación</i> y los dos tamaños de partícula, usando el Modelo de Dispersión Axial | 58 |
| Figura 6.16 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el <i>filtro CON aireación</i> , medio nuevo y desgastado, tamaño de partícula de 4.7 mm | 59 |
| Figura 6.17 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el <i>filtro SIN aireación</i> , medio nuevo y desgastado, tamaño de partícula de 4.7 mm | 60 |
| Figura 6.18 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para <i>filtro CON aireación</i> | 61 |

| | |
|---|----|
| Figura 6.19 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para <i>filtro SIN aireación</i> | 61 |
| Figura 6.20 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para el medio filtrante nuevo | 63 |
| Figura 6.21 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para el medio filtrante desgastado | 63 |
| Figura 6.22 Burbujas de aire retenidas entre los espacios vacíos del medio filtrante nuevo, tamaño de partícula 4.7 mm | 64 |
| Figura 6.23 Curvas de trazado experimentales para el filtro biológico aerobio. Medios con y sin biopelícula | 65 |
| Figura 6.24 Curvas de trazado modeladas usando el Modelo de Dispersión Axial | 66 |
| Figura 6.25 Curvas de trazado experimentales y ajustadas con el Modelo de Wolf y Resnick para el <i>filtro aerobio</i> | 67 |
| Figura 6.26 Curvas de trazado experimentales para el filtro anaerobio | 68 |
| Figura 6.27 Curvas de trazado modeladas con el Modelo de Dispersión Axial | 69 |
| Figura 6.28 Curvas de trazado experimentales y modeladas con el Modelo de Wolf y Resnick para el <i>filtro anaerobio</i> | 69 |
| Figura 7.1 Comportamiento de la DQO _{disuelta} | 73 |
| Figura 7.2 Tasa de remoción de DQO contra carga orgánica | 75 |
| Figura 7.3 Remoción de colorante Azul Directo 2 | 76 |
| Figura 7.4 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 3.4 kgDQO _d /m ³ ·d | 77 |
| Figura 7.5 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 6.0 kgDQO _d /m ³ ·d | 78 |
| Figura 7.6 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 11.9 kgDQO _d /m ³ ·d | 78 |
| Figura 7.7 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 0.57 kgDQO _d /m ³ ·d | 78 |
| Figura 7.8 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 3.4 kgDQO _d /m ³ ·d | 79 |
| Figura 7.9 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 6.0 kgDQO _d /m ³ ·d | 79 |
| Figura 7.10 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 11.9 kgDQO _d /m ³ ·d | 79 |
| Figura 7.11 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 0.57 kgDQO _d /m ³ ·d, colorante Azul Directo 2 como único sustrato | 80 |
| Figura 7.12 Comportamiento del nitrógeno amoniacal en el tiempo | 82 |
| Figura 7.13 Comportamiento del fósforo en el tiempo | 82 |
| Figura 7.14 Sólidos suspendidos totales, volátiles y fijos en el efluente | 83 |
| Figura 7.15 Sólidos suspendidos totales, volátiles y nitrógeno Kjeldahl de la biomasa en el agua de retrolavado | 85 |
| Figura 7.16 Tiempo de retención celular de acuerdo con la carga orgánica | 86 |
| Figura 8.1 Comportamiento de la DQO _{disuelta} a lo largo de la experimentación | 89 |
| Figura 8.2 Tasa de remoción de DQO _d | 91 |
| Figura 8.3 Remoción de colorante Azul Directo 2 | 92 |

| | |
|---|-----|
| Figura 8.4 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 3.4 kgDQO _d /m ³ ·d | 93 |
| Figura 8.5 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 6.0 kgDQO _d /m ³ ·d | 94 |
| Figura 8.6 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 11.9 kgDQO _d /m ³ ·d | 94 |
| Figura 8.7 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 0.57 kgDQO _d /m ³ ·d, cuando el colorante fue empleado como única fuente de carbono | 94 |
| Figura 8.8 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 3.4 kgDQO _d /m ³ ·d | 95 |
| Figura 8.9 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 6.0 kgDQO _d /m ³ ·d | 95 |
| Figura 8.10 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 11.9 kgDQO _d /m ³ ·d | 95 |
| Figura 8.11 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 0.57 kgDQO _d /m ³ ·d, colorante Azul Directo 2 como único sustrato | 96 |
| Figura 8.12 Nitrógeno amoniacal y nitratos en el tiempo | 98 |
| Figura 8.13 Perfiles de concentración de nitrógeno amoniacal bajo las cargas orgánicas de (a) 3.4, (b) 6.0, (c) 11.9 y (d) 0.57 kgDQO _d /m ³ ·d | 99 |
| Figura 8.14 Comportamiento del fósforo en el tiempo | 100 |
| Figura 8.15 Sólidos suspendidos totales, volátiles y fijos en el efluente | 100 |
| Figura 8.16 Sólidos suspendidos totales, volátiles y nitrógeno Kjeldahl de la biomasa en el agua de retrolavado | 102 |
| Figura 8.17 Tiempo de retención celular de acuerdo con la carga orgánica | 103 |
| Figura A1. Cromatograma para el Azul Directo 2 | 120 |
| Figura A2. Cromatograma para la bencidina y 4-aminobifenil | 121 |

LISTA DE TABLAS

| | Pág. |
|---|------|
| Tabla 2.1 Porcentaje de colorantes que no se fija durante el proceso de teñido según el tipo de colorante usado | 5 |
| Tabla 3.1 Límites operacionales para diferentes tratamientos usando filtros Biofor® | 18 |
| Tabla 3.2 Mecanismos de transporte y adherencia de partículas en la filtración | 19 |
| Tabla 5.1 Características del biofiltro de vidrio | 37 |
| Tabla 5.2 Características de los filtros biológicos | 39 |
| Tabla 5.3 Características del colorante AD2 | 40 |
| Tabla 5.4 Características de una solución de 100 mgAD2/l | 41 |
| Tabla 5.5 Composición del agua residual sintética | 44 |
| Tabla 5.6 Técnicas analíticas para la determinación de los parámetros de seguimiento del sistema | 45 |
| Tabla 6.1 Características físicas de los dos tamaños de partícula | 49 |
| Tabla 6.2 Estrategias de retrolavado por pulsos para los dos tamaños de tezontle | 50 |
| Tabla 6.3 Volúmenes útiles y coeficientes de dispersión para los medios filtrantes de 4.7 y 9.5 mm | 58 |
| Tabla 6.4 Volúmenes útiles y coeficientes de dispersión calculados, usando el Modelo de Dispersión Axial, para el medio nuevo y desgastado | 60 |
| Tabla 6.5 Comportamiento hidráulico de los filtros con y sin aireación para los medios filtrantes de 4.7 y 9.5 mm (medio nuevo) | 62 |
| Tabla 6.6 Comportamiento hidráulico de los filtros con y sin aireación empacados con el medio filtrante desgastado (4.7 mm) | 64 |
| Tabla 6.7 Comportamiento hidráulico del <i>filtro aerobio</i> determinado usando el Modelo de Wolf y Resnick | 67 |
| Tabla 6.8 Comportamiento hidráulico del <i>filtro anaerobio</i> determinado usando el Modelo de Wolf y Resnick | 69 |
| Tabla 6.9 Comparación de los volúmenes muertos calculados con los Modelos de Dispersión Axial y Wolf y Resnick para el <i>filtro aerobio</i> . | 70 |

| | |
|--|-----|
| Tabla 6.10 Comparación de los volúmenes muertos calculados con los Modelos de Dispersión Axial y Wolf y Resnick para el <i>filtro anaerobio</i> . | 71 |
| Tabla 7.1 Remoción de DQO_d en el filtro anaerobio | 75 |
| Tabla 7.2 Remoción de colorante Azul Directo 2 | 77 |
| Tabla 7.3 Sólidos suspendidos totales y volátiles en el efluente | 83 |
| Tabla 7.4 Relaciones de sólidos suspendidos totales (SST), volátiles (SSV) y fijos (SSF), nitrógeno orgánico (NK) en el retrolavado, TRC y coeficiente de rendimiento (Y) para las etapas experimentales. Valores al final de cada etapa experimental | 86 |
| Tabla 8.1 Remoción de DQO_d en el filtro aerobio | 91 |
| Tabla 8.2 Remoción de colorante Azul Directo 2 | 93 |
| Tabla 8.3 Sólidos suspendidos totales y volátiles en el efluente | 101 |
| Tabla 8.4 Relaciones de sólidos suspendidos totales (SST), volátiles (SSV) y fijos (SSF), nitrógeno orgánico (NK) en el retrolavado, TRC y coeficiente de rendimiento (Y) para las etapas experimentales. Valores al final de cada etapa experimental | 103 |

RESUMEN

Título: *Filtración biológica de aguas residuales conteniendo colorantes azo.*

La degradación de los colorantes azo (-N=N-) procede en dos etapas: la primera es la decoloración que ocurre debido a la ruptura del enlace azo que genera aminas aromáticas y la segunda etapa es la mineralización de estos metabolitos. En años recientes, los sistemas de biopelícula se han vuelto atractivos para el tratamiento de aguas residuales que contienen compuestos recalcitrantes, inhibitorios y tóxicos debido a que poseen altos tiempos de retención celular que pueden prevenir el lavado de microorganismos adaptados. Sin embargo, en el caso de filtros aireados o anaerobios, el principal problema es la obstrucción del medio filtrante cuando la biopelícula se desarrolla rápidamente o durante largos periodos de funcionamiento. Como resultado del crecimiento de la biopelícula, parte del volumen del reactor se vuelve inactivo ("volumen muerto") y el líquido puede fluir a través de "camino preferenciales".

Este trabajo tuvo como objetivo determinar las condiciones bajo las cuales se degrada un colorante azo, el Azul Directo 2, empleando biopelículas, anaerobias y aerobias, teniendo en cuenta la influencia del comportamiento hidráulico de filtros biológicos. Se emplearon modelos matemáticos para reactores no ideales para el análisis de la influencia del comportamiento hidráulico sobre el desempeño de los filtros.

Dos filtros biológicos, anaerobio y aerobio, se operaron con un tiempo de retención hidráulica de 3 h y temperatura ambiente (promedio de 23.7 °C). El filtro anaerobio se operó durante 512 días y el aerobio durante 642 días con una concentración promedio de oxígeno disuelto de 6.2 mg/l. El retrolavado del medio filtrante, en los dos filtros, se realizó diariamente para prevenir la colmatación del lecho filtrante y para evitar la estratificación de los microorganismos a lo largo del filtro.

Los filtros se operaron bajo tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d. Se observó que la remoción de colorante aumenta con la carga orgánica (concentración de sustrato orgánico); en el filtro anaerobio, se obtuvieron remociones de color de 35, 56 y 61 %, respectivamente y, en el filtro aerobio, fueron 33, 56 y 58 %, respectivamente. Después se suprimió la alimentación del agua residual sintética dejando al colorante como única fuente de carbono, la carga orgánica se redujo a 0.54 kgDQO_d/m³·d y la remoción de color fue de 36 % para el filtro anaerobio y 39 % para el filtro aerobio. A pesar de que los microorganismos, bajo condiciones anaerobias y aerobias, pueden degradar el colorante como único sustrato, las mayores remociones de color se obtuvieron en presencia de cosustrato.

En este trabajo se demostró que el colorante se degrada, primero, formando bencidina y 4-aminobifenil como productos de la ruptura del enlace azo, para luego ser mineralizados por los microorganismos de las biopelículas tanto bajo condiciones aerobias como anaerobias.

Por medio de pruebas de trazado y los modelos matemáticos de Dispersión Axial y Wolf y Resnick se comprobó que el crecimiento de la biopelícula sobre el material de empaque influye en el comportamiento hidráulico de los filtros. Sin embargo, el desempeño de los filtros, aerobio y anaerobio, en la degradación del colorante Azul Directo 2 no es afectado por las variaciones del comportamiento hidráulico.

Palabras clave: Filtros biológicos, colorantes azo, comportamiento hidráulico, trazadores.

ABSTRACT

Title: *Biofiltration of wastewater with azo dyes.*

Biodegradation of azo (-N=N-) dyes takes place in two steps: The first is the decolourization that occurs because of microbial nonspecific activity in which the azo bond is reductively cleaved to aromatic amines and the second step is the mineralization of intermediates. In recent years biofilm reactors have attracted attention especially for the treatment of wastewaters containing recalcitrant, inhibitory and toxic. Biofilm processes have proven to be more efficient to remove xenobiotics than suspended growth systems. They offer higher solids retention times to prevent washout of adapted microorganisms. Nevertheless, for aerated and anaerobic filters, the main problem is clogging when the biofilm develops fast or after long operation periods. As a result of biofilm growth, part of the reactor volume becomes idle ("dead volume") and the liquid can flow through "preferential" pathways.

The aim of this study was to determine the conditions under which the azo dye, Direct Blue 2, is degraded in anaerobic and aerobic biofilters considering the hydraulic behavior of the filters. The influence of the hydraulic behaviour on the filters' performance was analyzed using mathematical models for non ideal reactor.

Two biological filters, anaerobic and aerobic, were operated with a hydraulic retention time of 3 h at room temperature (23.7 °C). The anaerobic filter was operated for 512 days and the aerobic filter for 642 days with an average concentration of dissolved oxygen of 6.2 mg/l. Backwashing of the filter media, in both filters, was performed daily to prevent clogging of the filter bed and to prevent the microorganisms from stratification along the filter depth.

The biological filters were operated under three organic loading rates of 3.4, 6.0 and 11.9 kgDQO_d/m³.d. The azo dye removal increased with increasing organic load (cosubstrate concentration); in the anaerobic filter, colour removals was 35, 56 and 61 %, respectively and in the aerobic filter, were 33, 56 and 58 %, respectively. In the last experimental phase, the organic substrate in the synthetic wastewater was suppressed leaving the dye as the sole carbon source; the organic load decreased to 0.54 kgDQO_d/m³.d and the colour removal also decreased; for the anaerobic filter to 36 % and 39% in the aerobic filter. Although the microorganisms under anaerobic and aerobic conditions can degrade the dye as the sole substrate source, the highest colour removal was obtained in the presence of a cosubstrate.

This work showed that the dye degrades to form benzidine and 4-aminobiphenyl as products of azo bond cleavage and then those aromatic amines are mineralized by the microorganisms under aerobic and anaerobic conditions indistinctly.

Tracer tests and the Axial Dispersion and Wolf & Resnick models showed that the biofilm growth on the filter material influences the hydraulic behaviour of the biological filters. However, the performance of the aerobic and anaerobic filters during the Direct Blue 2 dye degradation is not affected by variations in the hydraulic behaviour independently of the organic load.

Keywords: biological filters, azo dyes, hydraulic behaviour, tracer test.

1. INTRODUCCIÓN

Las condiciones anaerobias y aerobias son indispensables para lograr la mineralización de compuestos aromáticos recalcitrantes que contienen grupos receptores de electrones (Field *et al.*, 1995). Mientras los compuestos aromáticos con un grupo funcional azo y radicales nitro y cloruro son reducidos fácilmente bajo condiciones anaerobias, bajo condiciones aerobias resisten la oxidación. Sin embargo, los productos de reducción, tales como compuestos aromáticos clorados y aminas aromáticas que generalmente son resistentes a la reducción bajo condiciones anaerobias, son potencialmente mineralizables bajo condiciones aerobias (Delée *et al.*, 1998; Field *et al.*, 1995). En general, la literatura plantea como mecanismo de degradación de los colorantes azo la ruptura del enlace azo, bajo condiciones anaerobias, en presencia de una fuente externa de carbono que actúa como donador de electrones para formar aminas aromáticas (figura 1.1) (Panswad *et al.*, 2001; Carliell *et al.*, 1995).

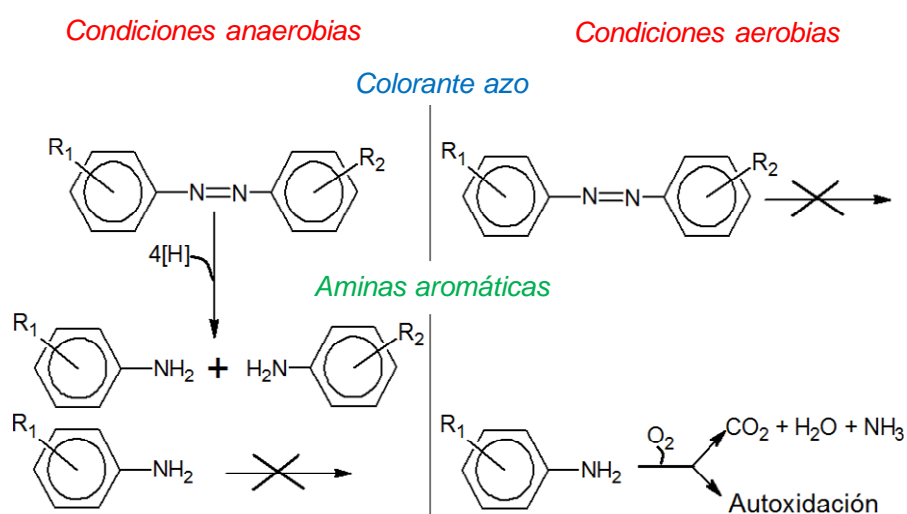


Figura 1.1 Esquema general de la biodegradación de colorantes azo y aminas aromáticas.

Fuente: Van der Zee y Villaverde, 2005

La degradación biológica de los colorantes azo puede llevarse a cabo de manera secuencial o simultánea. En el tratamiento secuencial, las condiciones anaerobias y aerobias pueden ser mantenidas ya sea en un solo reactor por diferentes periodos de tiempo o en unidades de tratamiento separadas; mientras que la integración de condiciones anaerobias y aerobias en un biorreactor único es una buena estrategia para la mineralización de colorantes azo mediante una biopelícula expuesta al oxígeno, siempre y cuando esté presente un cosustrato, ya que estimula la respiración (Tan *et al.*, 2000; Field *et al.*, 1995).

La degradación de compuestos azo bajo condiciones anaerobias ha sido ampliamente estudiada por diversos investigadores (Solís *et al.*, 2012; Saratale *et al.*, 2011; Pearce *et al.*, 2003; Deleé *et al.*, 1998). Sin embargo, la información disponible sobre los destinos de compuestos orgánicos tóxicos en las plantas de tratamiento de aguas residuales se limita generalmente al sistema de lodos activados en donde se ha reportado que el mecanismo de eliminación de colorantes azo se debe a la adsorción de dichos compuestos en la biomasa sin llevarse a cabo la degradación biológica (Ganesh *et al.*, 1994, Shaul *et al.*, 1991). Existe evidencia de que los sistemas de biopelícula fija pueden ser más eficientes en la eliminación de compuestos xenobióticos que los sistemas de crecimiento suspendido (Li and Bishop, 2004).

Los filtros biológicos aireados (BAF, por sus siglas en inglés) son una alternativa al sistema de lodos activados comúnmente empleado en el tratamiento de aguas residuales. Esta tecnología se basa en el principio de biofiltración a través de un medio granular sumergido que sirve para dos propósitos: la degradación biológica de los compuestos orgánicos por la biomasa adherida al medio de soporte y la retención física de partículas en suspensión por filtración. Este tipo de sistemas puede propiciar el desarrollo de biopelículas con una difusión limitada de oxígeno para permitir la combinación de metabolismos aerobio y anaerobio en donde puede lograrse la degradación simultánea tanto de los colorantes azo como de sus aminas aromáticas (Lu *et al.*, 2009; Chen *et al.*, 2006).

En este trabajo se plantea la determinación de las condiciones bajo las cuales se degrada un colorante azo, Azul Directo 2, empleando biopelículas, anaerobias y aerobias, teniendo en cuenta la influencia del comportamiento hidráulico de los filtros biológicos y el empleo de modelos matemáticos para reactores no ideales que sirve como herramienta en el análisis de la influencia del comportamiento hidráulico del sistema en el proceso de degradación.

1.1 Hipótesis

Una biopelícula aerobia es capaz de degradar colorantes di-azo como única fuente de carbono; sin embargo, es más rápida la degradación del colorante en presencia de un donador de electrones (cosustrato).

1.2 Objetivos

OBJETIVO GENERAL

Determinar las condiciones de operación bajo las cuales se logra la mayor remoción de un colorante azo y la degradación de los subproductos formados utilizando biopelículas.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✓ Comparar los desempeños de una biopelícula aerobia y de una biopelícula anaerobia para la degradación de un colorante di-azo y sus subproductos.
- ✓ Analizar la influencia de un cosustrato en la degradación de colorantes azo bajo diferentes cargas orgánicas.
- ✓ Determinar la influencia del crecimiento de la biopelícula en el comportamiento hidráulico de los filtros biológicos y en la degradación de un colorante azo.
- ✓ Analizar mediante modelos matemáticos el comportamiento hidráulico de filtros biológicos aerobio y anaerobio.

1.3 Alcances

- ✓ El trabajo experimental se llevará a cabo en dos filtros biológicos a nivel de laboratorio.
- ✓ Se usará tezontle como medio de soporte para la biopelícula en los filtros biológicos.
- ✓ Los filtros se operarán a temperatura ambiente.
- ✓ Se utilizará agua residual sintética como cosustrato.

2. DEGRADACIÓN BIOLÓGICA DE COLORANTES AZO

Los compuestos azo constituyen el más grande y diverso grupo de colorantes usado por un gran número de industrias tales como textil, papel, alimenticia y cosmética. Alrededor de 700,000 toneladas de colorantes son producidas anualmente a nivel mundial de las cuales entre el 60 y 70 % son colorantes azo; la industria textil cuenta con dos terceras partes del mercado mundial de colorantes, consumiendo una gran cantidad de colorantes azo debido a la gran demanda de textiles con colores brillantes (Işık y Sponza, 2007; Van der Zee *et al.*, 2003; Lourenço *et al.*, 2001; Tan *et al.*, 1999). En México, sólo en 1995, el total de la producción de colorantes fue de 15,651 ton y el consumo aparente fue de 18,038 ton (Bandala *et al.*, 2008).

Los colorantes azo son compuestos orgánicos sintéticos caracterizados por la presencia del grupo cromóforo azo ($-N=N-$, el cual da el color), grupos auxocromos (cloro, Cl, metilo, CH_3 , nitro, NO_2 , amino, NH_2 , hidroxilo, OH, ácido sulfónico, HSO_3 y carboxilo, $COOH$, grupos incoloros) y anillos aromáticos (Saratale *et al.*, 2011; Van der Zee y Villaverde, 2005) (figura 2.1).

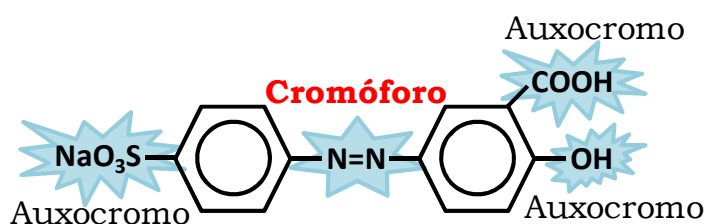


Figura 2.1 Diagrama de un colorante monoazo y sus auxocromos. Fuente: dos Santos *et al.*, 2007.

Los colorantes azo son considerados el grupo más importante de colorantes debido principalmente a: 1) síntesis relativamente sencilla, 2) versatilidad estructural, 3) habilidad para enlazarse a la mayoría de fibras sintéticas y naturales y 4) gran potencial para cubrir el espectro visible (Pandey *et al.*, 2007; Melgoza *et al.*, 2004; Melgoza, 2003; Kirk-Othmer, 2001;

Stolz, 2001; Lourenço *et al.*, 2000; Zissi y Lyberatos, 1996). Se clasifican según el número de enlaces azo (-N=N-) que contengan en: monoazo, diazo, triazo y poliazo o de acuerdo con el método de aplicación en: aniónicos (básicos y ácidos), directos, reactivos, dispersos y pigmentos (Melgoza, 2003; Banat *et al.*, 1996).

Dependiendo del tipo de colorante azo usado se estima que la cantidad de colorante que no se fija varía entre el 2% y el 50% (tabla 2.1). El colorante que no se fija es descargado en las aguas residuales y no puede ser reutilizado porque su estructura ha sido químicamente modificada una vez terminado el proceso (Pandey *et al.*, 2007; Van der Zee y Villaverde, 2005; Melgoza *et al.*, 2004; Stolz, 2001).

Tabla 2.1 Porcentaje de colorantes que no se fija durante el proceso de teñido según el tipo de colorante usado

| <i>Colorantes</i> | <i>Fibra</i> | <i>Grado de fijación (%)</i> | <i>Porcentaje perdido (%)</i> |
|-------------------|--------------|------------------------------|-------------------------------|
| Ácidos | Poliamida | 89 - 95 | 5 - 20 |
| Básicos | Acrílico | 95 - 100 | 0 - 5 |
| Directos | Celulosa | 70 - 95 | 5 - 30 |
| Dispersos | Poliéster | 90 - 100 | 0 - 10 |
| Reactivos | Celulosa | 50 - 90 | 10 - 50 |

Fuente: Modificado de O'Neill et al., 1999.

Con el incremento en la demanda de productos textiles, la industria textil y sus aguas residuales han tenido un incremento proporcional, siendo esta industria una de las mayores fuentes de aguas residuales altamente contaminantes alrededor del mundo (dos Santos *et al.*, 2007). Por tal motivo, la industria textil, dependiendo del proceso productivo instalado y de las materias primas involucradas, requiere de un sistema de tratamiento adaptable a condiciones operativas ampliamente variables (Saratale *et al.*, 2001; Hai *et al.*, 2007; IPCC, 2003). En la actualidad, las alternativas de tratamiento incluyen procesos biológicos, químicos, fisicoquímicos, fotoquímicos, electroquímicos, sonoquímicos, coagulación-floculación, etc., los cuales presentan diferentes grados de aplicabilidad y/o adaptabilidad a los efluentes textiles (Hai *et al.*, 2007; dos Santos *et al.*, 2007). En el caso de la industria textil, una alternativa para el tratamiento de sus aguas residuales ha sido difícil de encontrar, debido principalmente a la carga orgánica variable (20 - 100 g/kg fibra), a la presencia de sales (NaCl, Na₂SO₄, Na₂CO₃) y a la gran variabilidad de parámetros operativos como la conductividad (400 - 40,000 µS/cm), la biodegradabilidad (relación DBO/DQO = 0.2 - 0.5) y el pH (5.2 - 11.2) (Cervantes *et al.*, 2006; IPCC, 2003; Schönberger y Schäfer, 2002).

Las industrias relacionadas con el giro textil representan una de las más grandes y complicadas cadenas productivas debido a la heterogeneidad de los productos y de las formas productivas. No obstante, pueden ser agrupadas genéricamente como productores de materias primas y de manufactura de fibra. El mayor impacto ambiental se asocia con las emisiones de contaminantes tanto al agua como al aire (IPCC, 2003). Cabe destacar que más del 50 % de la carga orgánica utilizada durante la preparación y tinción de la fibra es arrojada al medio ambiente (Prato, 2009; IPCC, 2003; Schönberger y Schäfer, 2002). Los datos reportados para la Zona Metropolitana del Valle de México señalan que las empresas textiles representan 14 % de las empresas instaladas a nivel nacional y las aguas residuales generadas

por éstas empresas corresponden a 1,600,901 (m³/año) de las cuales el 54 % (861,937 m³/año) son descargadas sin previo tratamiento (Prato, 2009).

En 1995, la producción total de colorantes en México ascendió a 16,000 ton con una tendencia al crecimiento (Bandala *et al.*, 2008). Este hecho representa un foco adicional para la generación de efluentes complejos para las plantas de tratamiento de aguas residuales urbanas. Los procesos como lodos activados comprenden el 47 % de las 1833 plantas de tratamiento de aguas residuales municipales instaladas en México (CONAGUA, 2009). Bajo las condiciones operativas encontradas en tales sistemas, los efluentes textiles no sufren degradación alguna (Prato, 2009; Ekici *et al.*, 2001; Ganesh *et al.*, 1994, Shaul *et al.*, 1991).

El efecto de los efluentes textiles puede ser dividido de manera arbitraria según el impacto, tanto estético como tóxico, causado sobre los cuerpos de agua. El primero de ellos, el cual resulta más evidente, no implica de manera general el impacto más adverso sobre la calidad de los cuerpos de agua (IPPC, 2003; Banat *et al.*, 1996; EPA, 1996). Es reconocido que los efectos más negativos sobre los cuerpos de agua y las plantas de tratamiento están asociados a los productos de ruptura del enlace azo y a los agentes de tinción (Prato, 2009; Sponza, 2006). Los colorantes azo no son tóxicos cuando se utilizan durante el proceso de teñido; no obstante, la toxicidad de los colorantes azo está asociada con altas concentraciones del colorante, la presencia de metales pesados y la presencia de grupos reactivos no hidrolizados al ser sometidos a condiciones reductoras (anaerobias) (Van der Zee y Villaverde, 2005). Algunos estudios sugieren que los tratamientos convencionales de aguas residuales no son efectivos en la degradación de los colorantes azo, ya que, en sistemas de lodos activados, el mecanismo de eliminación de estos compuestos se debe a su absorción en la biomasa sin llevarse a cabo la degradación biológica (Supaka *et al.*, 2004; Ganesh *et al.*, 1994, Shaul *et al.*, 1991).

Los colorantes azo generalmente son considerados como compuestos recalcitrantes a los procesos biológicos. Sin embargo, en los últimos años se ha demostrado que algunos microorganismos, células bacterianas, son capaces, bajo ciertas condiciones ambientales, de transformarlos en productos no coloreados y, en algunos casos, de mineralizarlos (Pandey *et al.*, 2007; Sing-Rai *et al.*, 2005; Forgacs *et al.*, 2004; Lourenço *et al.*, 2001; Stolz, 2001).

Se han utilizado procesos biológicos acoplados con biomasa fija operados de manera discontinua secuencial para la degradación de colorantes azo (Melgoza *et al.*, 2004; Cruz y Buitrón, 2001; Lourenço *et al.*, 2001, 2000; Ragajuru *et al.*, 2000; Zhang *et al.*, 1995; Jiang y Bishop, 1994; Seshandri *et al.*, 1994). La susceptibilidad a la degradación anaerobia de muchos colorantes se encuentra en investigación siendo una buena alternativa los sistemas acoplados en una y dos etapas (bajo condiciones anaerobias/aerobias) para alcanzar su mineralización (Supaka *et al.*, 2004; Sponza e Isik, 2002; Cruz y Buitrón, 2001; Fitzgerald y Bishop, 1995; Seshandri *et al.*, 1994; Zaoyan *et al.*, 1992). Muchos de los metabolitos resultantes de la transformación, bajo condiciones anaerobias, de los colorantes azo son aminas aromáticas, las cuales generalmente no son degradadas en esta etapa (Van der Zee y Villaverde, 2005; Sponza e Işik, 2004; Supaka *et al.*, 2004; Van der Zee *et al.*, 2003; Stolz, 2001); sin embargo, se ha encontrado que son potencialmente oxidables bajo condiciones aerobias. El tipo de aminas obtenidas dependerá de la estructura y cantidad de anillos aromáticos que contenga el colorante del cual provienen (Field *et al.*, 1995).

En algunas investigaciones se ha explorado la biodegradación anaerobia/aerobia integrada en un solo reactor mediante el cometabolismo de las poblaciones bacterianas anaerobias, aerobias y facultativas en una biopelícula. La integración de condiciones anaerobias/aerobias en un sistema único es una buena estrategia para la degradación de colorantes azo mediante una biopelícula expuesta a bajas concentraciones de oxígeno, siempre y cuando esté presente un cosustrato (Sing-Rai *et al.*, 2005; Tan *et al.*, 2000; Field *et al.*, 1995). La figura 5.1 es una interpretación de los pasos que se esperan durante la degradación de colorantes azo de acuerdo con lo reportado por los autores antes mencionados. Jiang y Bishop (1994) sugieren que los procesos biológicos de biopelícula fija poseen varias ventajas sobre los procesos de biomasa suspendida en la remoción de colorantes azo ya que en ellos se logran tiempos de retención celular altos que evitan el lavado de la biomasa adaptada, proveen una barrera de difusión en contra de las altas e inhibitorias concentraciones de colorantes y se pueden encontrar tanto zonas anaerobias como aerobias en la biopelícula para lograr la completa mineralización de este tipo de compuestos.

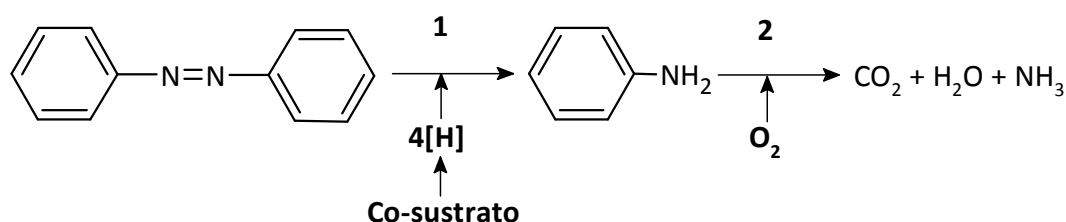


Figura 2.2 Influencia del cosustrato durante la degradación de un colorante azo bajo condiciones anaerobias (1) y aerobias (2)

2.1 Mecanismos de degradación de los colorantes azo

Las reacciones químicas de reducción de los colorantes azo pueden ocurrir a niveles intra o extracelulares (Pandey *et al.*, 2007; Pearce *et al.*, 2003). En diversas investigaciones se propone que la reducción del enlace azo se lleva a cabo por medio de mediadores redox que dependen de enzimas citoplasmáticas (azoreductasas) que participan en el transporte de electrones desde el interior de la célula hasta el colorante en el exterior de ésta (figura 2.3) (Saratale *et al.*, 2011; Anjaneyulu *et al.*, 2005; Pearce *et al.*, 2003). Es así que la tasa de decoloración depende de la presencia de una fuente donadora de electrones, la estructura del colorante azo, del potencial redox y de la participación de mediadores redox en el transporte de electrones (Pandey *et al.*, 2007; Van der Zee, 2002; Stolz, 2001).

La reducción del enlace azo (-N=N-) puede implicar diferentes mecanismos tales como: reducción enzimática directa, reducción enzimática indirecta catalizada por compuestos mediadores redox enzimáticamente generados y reducción química por medio de reductores biogénicos (Fe^{+2} , H_2S) que son productos finales de los metabolismos anaerobios de ciertos microorganismos (figura 2.3) (Saratale *et al.*, 2011; Pandey *et al.*, 2007; Van der Zee, 2002; Hao *et al.*, 2000; Carliell, 1993).

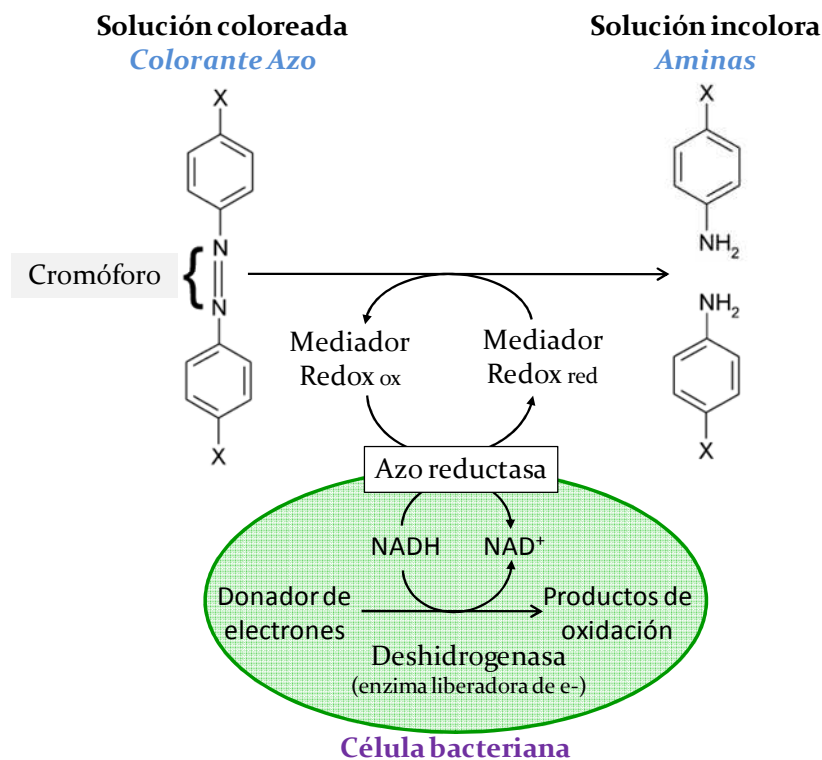


Figura 2.3 Mecanismo propuesto para la reducción de colorantes azo. Fuente: modificado de Pearce *et al.*, 2003

2.2 Factores que afectan la degradación de colorantes azo

La gran cantidad de colorantes azo que pueden ser reducidos por numerosos microorganismos indica que la reducción de este tipo de compuestos es una reacción no específica. Bajo condiciones anaerobias la tasa de decoloración depende de la presencia de una fuente donadora de electrones, así como de la estructura del colorante tratado (Pandey *et al.*, 2007; Anjaneyulu *et al.*, 2005; Van der Zee, 2002; Stolz, 2001).

Existen diversos factores tales como las condiciones de operación (temperatura, pH), la concentración del colorante, la adición de cosustratos y el tiempo de retención hidráulico que influyen en la degradación de este tipo de compuestos (Van der Zee y Villaverde, 2005; Pearce *et al.*, 2003; Panswad *et al.*, 2001; Jiang y Bishop, 1994).

2.2.1 Temperatura y pH

La temperatura requerida para producir la máxima tasa de decoloración corresponde a la temperatura óptima para el crecimiento microbiano, entre 35 y 45 °C. La disminución de la decoloración a altas temperaturas puede deberse a la pérdida de viabilidad en las células microbianas y a la desnaturalización de las enzimas azoreductasas (Saratale *et al.*, 2011; Pearce *et al.*, 2003; Chang *et al.*, 2001).

El pH óptimo para la decoloración a menudo se encuentra entre 6 y 10 (Chen *et al.*, 2003). La tasa de remoción de color tiende a disminuir rápidamente a un pH fuertemente ácido o alcalino. Se cree que el pH influye en el transporte de las moléculas de colorante a través de la membrana celular, el cual es considerado un paso limitante para la decoloración (Saratale *et al.*, 2011). Chang *et al.* (2001) encontraron que la reducción del colorante azo se incrementa 2.5 veces cuando el pH se eleva desde 5.0 a 7.0, mientras que la decoloración no sufre cambios a pH entre 7.0 y 9.5. La reducción biológica del enlace azo puede incrementar el pH debido a la formación de aminas aromáticas que son más básicas que el colorante original (Saratale *et al.*, 2011).

2.2.2 Concentración y estructura del colorante

Las diferentes remociones de color alcanzadas se deben a las diversas estructuras presentadas por los colorantes; las cuales dependen del número y la posición de los enlaces azo, número de anillos aromáticos y tipo de radicales presentes. Los colorantes con radicales tales como hidroxilo o amino son más susceptibles a la degradación que aquellos que contienen grupos sulfonados, nitro, metil y metoxi (Saratale *et al.*, 2011; Supaka *et al.*, 2004; Panswad y Luangdilok, 2000). El grado de reducción del enlace azo (-N=N-) depende de la densidad electrónica alrededor de éste; grupos receptores de electrones tales como -NH₂ y -OH disminuyen su densidad electrónica facilitando la reducción del mismo con la simultánea liberación de una amina aromática (Saratale *et al.*, 2011; Pielesz *et al.*, 2002).

An *et al.* (1996) sugieren que las diferentes remociones de color de 20%, 72% y 78% para los colorantes, Amarillo Ácido 17 (AY17), Azul Básico 3 (BB3) y Rojo Básico 2 (BR2), respectivamente, están influenciadas por la estructura molecular del colorante. Por ejemplo, los colorantes aniónicos son más fáciles de degradar que otros tipos de colorantes bajo condiciones anaerobias; la remoción de color para BB3 y BR2 fue mayor que para AY17.

En muchos casos, la concentración de colorante excede el intervalo de concentraciones encontradas en un efluente textil (10 a 250 mg/l) (Van der Zee y Villaverde, 2005; O'Neill *et al.*, 1999). Las altas concentraciones de colorante pueden afectar la remoción de éstos por vía anaerobia, ya sea causando toxicidad a la biomasa o excediendo la capacidad de tratamiento del sistema; se ha observado que colorantes azo del tipo reactivo que contienen grupos funcionales del ácido sulfónico (HSO₃) inhiben el crecimiento microbiano a altas concentraciones (Chen *et al.*, 2003).

Kapdan y Oztekin (2003) investigaron la remoción del colorante Naranja Reactivo 16 (RO16) en reactor batch anaerobio variando la concentración de colorante entre 500 y 600 mg/l y con extracto de levadura como co-sustrato. Inicialmente el sistema se operó con concentraciones de RO16 entre 50 y 150 mg/l con 5 mg/l de extracto de levadura con un TRH de 2 h y se obtuvo una remoción de colorante del 95 %. Cuando la concentración de colorante se incrementó entre 218 y 352 mg/l se observó una disminución de la remoción del mismo a 80 %; para concentraciones más allá de 500 mgRO16/l se obtuvo una remoción de color del 60 %.

Panswad *et al.* (2001) observaron que en el tratamiento del colorante Rojo Reactivo 5 (RR5) en un reactor SBR al incrementar la concentración de colorante a 40 mgRR5/l con glucosa (263

mg/l) y acetato de sodio (543 mg/l) se obtuvieron remociones de color de 35.2 % y 52.7 %, respectivamente; que las obtenidas cuando se usó una concentración de 10 mgRR5/l (36.8 % y 62.8 %, respectivamente).

En general, las investigaciones encontradas acerca de éste tema coinciden en que a bajas concentraciones de colorante es posible obtener mejor eliminación del colorante (Sponza e Işik, 2005; Kapdan y Oztekin, 2003; Cruz y Buitrón, 2001; Panswad *et al.*, 2001; Luangdilok y Panswad, 2000; Ragajuru *et al.*, 2000; O'Neill *et al.*, 2000). También se ha reportado que la reducción no enzimática de los colorantes es controlada por procesos que son independientes de la concentración de colorante en el sistema (Saratale *et al.*, 2011).

2.2.3 Tiempo de retención hidráulica

El tiempo de retención hidráulica (TRH) es un parámetro importante para la degradación de colorantes azo (Kapdan y Oztekin, 2006; Kapdan y Alparslan, 2005; Van der Zee y Villaverde, 2005; Panswad *et al.*, 2001). En experimentos realizados en reactores batch con biomasa en suspensión y en sistemas de reactores en serie tales como (UASB + CSTR aerobio o Biofiltro anaerobio + CSTR aerobio) se ha reportado que el TRH para la etapa anaerobia debe ser más largo que para la etapa aerobia, lo cual sugiere que la reducción de los enlaces azo y en consecuencia la decoloración, bajo condiciones anaerobias, es un proceso relativamente más lento que la degradación de sus subproductos bajo condiciones aerobias (Işik y Sponza, 2007; Kapdan y Oztekin, 2006; Van der Zee y Villaverde, 2005 y Panswad *et al.*, 2001).

Kapdan y Alparslan (2005) utilizaron un sistema secuencial compuesto de un filtro biológico anaerobio seguido de un reactor de lodos activados para el tratamiento de agua residual proveniente de una industria textil. Sus resultados muestran que variaciones de los tiempos de retención hidráulica entre 12 y 48 h, con una DQO inicial de 3000 mg/l, no afectan significativamente la remoción de color; para estos TRH las remociones se encontraron entre 60 y 90 %. Para TRH superiores a 60 y 72 h, la remoción del color disminuyó entre 20 a 60 %. Según los resultados obtenidos a diferentes TRH, estos autores sugieren que el bajo desempeño del sistema pudo deberse a la prolongada exposición de los microorganismos anaerobios a las aminas producidas por la reducción de los colorantes, las cuales pudieron causar un efecto adverso causando una disminución en su capacidad de degradación.

2.2.4 Fuente externa donadora de electrones

Diversos autores sugieren que para obtener una mayor remoción de colorante es necesaria la presencia de un sustrato externo (cosustrato) que actúe como donador de electrones. En algunas investigaciones se ha encontrado que la adición de un cosustrato solamente facilita la reducción del enlace azo llevándose a cabo la reacción más rápidamente que cuando el colorante se encuentra como única fuente de carbono para los microorganismos. (Gutiérrez-Sánchez y Melgoza-Alemán, 2006; Van der Zee y Villaverde, 2005; Cruz y Buitrón, 2001; Carliell *et al.*, 1995)

Los cosustratos usados para facilitar la degradación de colorantes varían desde sustratos simples tales como glucosa, acetato, etanol hasta sustratos más complejos como almidón, extracto de levadura, polivinilalcohol y carboximetilcelulosa. En todos los casos reportados

en la literatura para estos cosustratos se ha logrado la decoloración; lo cual sugiere que el proceso es relativamente no específico con respecto a la fuente donadora de electrones.

Van der Zee y Villaverde (2005) sugieren que la concentración requerida de un co-sustrato es baja, cuatro equivalentes reducidos por enlace azo, por ejemplo, 32 mgDQO/mmol de colorante monoazo. Sin embargo, la concentración de cosustrato adicionado se encuentra en exceso con respecto a la concentración estequiométrica necesaria para llevar a cabo la reducción del colorante azo. En diversos estudios han sido comparadas las remociones de color obtenidas para varias fuentes de carbono como glucosa, glicerol y lactosa (82, 71 y 71 %, respectivamente) mientras que usando almidón y agua residual proveniente de una destilería reportaron bajas remociones de color (52 y 39 %, respectivamente) (Delée *et al.*, 1998; Seshadri *et al.*, 1994).

González-Martínez *et al.* (2010) emplearon agua residual municipal como cosustrato para el tratamiento del colorante Azul Directo 2 (DB2 - 50 mg/l) en un biofiltro aireado usando tezontle como soporte para la biomasa. Estos autores sugieren que con estrategias de operación tales como aireación alternada (12 h anaerobio, 12 h aerobio) y aireación combinada (parte inferior del filtro anaerobia y parte superior aerobia), el agua residual municipal actuó como un buen donador de electrones en la reducción del colorante. La mejor remoción de color se obtuvo bajo condiciones anaerobias/aerobias a diferentes profundidades (61 %) que bajo aireación intermitente (45 %).

2.3 Degradación biológica de aminas aromáticas

La decoloración de colorantes azo bajo condiciones anaerobias conduce a la formación de aminas aromáticas, de las cuales muchas no se degradan bajo estas condiciones. Sin embargo, la mineralización de algunas aminas aromáticas simples, tales como aminobenzoato, 2 y 4-aminofenol, 2,4-dihidroxianilina y ácido 5-aminosalicílico (5-ASA), ha sido reportada bajo condiciones metanogénicas. Las aminas aromáticas con sustituyentes carboxi, hidroxilo y metoxi son potencialmente mineralizables bajo condiciones metanogénicas (Pandey *et al.*, 2007; Field *et al.*, 1995).

Bajo condiciones anaerobias, Işık y Sponza (2007) observaron la degradabilidad de los metabolitos producto de la reducción de los colorantes Negro Reactivo 5 (RB5), Rojo Directo 20 (DR28), Negro Directo 38 (DB38), Marrón Directo 2 (DBr2) y Amarillo Directo 12 (DY12) en concentraciones que variaron entre 200 y 1800 mg/l con un tiempo de incubación de 72 días. Estos autores encontraron que bajo largos tiempos de retención se puede lograr la mineralización de metabolitos de algunos colorantes, tales como RB5 y DY12. Para el colorante DR28 (1800 mg/l) se recuperaron 247.5 mg bencidina/l al inicio, mientras esta concentración disminuyó a 142.6 mg bencidina/l al finalizar los 72 días. Los porcentajes de recuperación de aminas (medidas como aminas totales) para los colorantes DR28, DB38, DB2 y DY12 fueron 57.6, 69.4, 66.5 y 77.1 %, respectivamente. Estos autores atribuyen los bajos porcentajes de recuperación de aminas, procedentes de la reducción de los colorantes azo, a la mínima transformación anaerobia resultante del rompimiento del anillo aromático de la

estructura de los colorantes y sugieren que los metabolitos de los colorantes azo analizados son persistentes bajo condiciones anaerobias.

Investigaciones realizadas acerca de la degradación de aminas sugieren que estos metabolitos son degradados bajo condiciones aerobias; sin embargo, alguno no lo son; especialmente los metabolitos generados en la transformación de colorantes reactivos tales como el Negro Reactivo 5 (RB5) y el Violeta Reactivo 5 (RV5), que a menudo se reporta que no fueron degradados bajo condiciones aerobias (Libra *et al.*, 2004; Supaka *et al.*, 2004; Lourenço *et al.*, 2003; 2001; 2000; Luangdilok y Panswad, 2000; Panswad y Luangdilok, 2000). Işik y Sponza (2007) reportaron que alrededor del 50 % de las aminas aromáticas obtenidas del colorante a base de bencidina Negro Directo 38 (DB38) no fueron degradadas bajo condiciones aerobias.

3. FILTROS BIOLÓGICOS AIREADOS

En la década de 1980 un equipo encabezado por Frank Rogalla desarrolló un proceso de filtración que permite el tratamiento combinado físico-biológico de agua residual municipal (Rogalla *et al.*, 1992; Rogalla y Bourbigot, 1990; Rogalla *et al.*, 1990; Desbos *et al.*, 1989). Las partículas que componen el lecho filtrante atrapan los sólidos suspendidos del agua residual cruda y proveen una superficie sobre la cual se desarrolla una biopelícula. Debido a que el lecho filtrante cumple con las funciones de tratamiento biológico y filtración se le conoce como *filtración combinada, filtración con película biológica o biofiltración* (Iwai y Kitao, 1994).

Existen varios desarrollos comerciales exitosos que emplean el concepto de filtración combinada, entre los principales destacan: Biofor®, patentado por Degrémont (Pujol, 2000) y Biocarbón® y Biostyr® patentados por OTV (Martín, 1999) que se diseñan teniendo en cuenta diversas configuraciones en los sistemas, de tal forma que pueden remover materia orgánica, nitrificar, desnitrificar e incluso eliminar fosfatos.

Los filtros biológicos ofrecen múltiples ventajas:

- Comparados con los tratamientos convencionales presentan fácil adaptación a un sistema de tratamiento ya establecido, fácil mantenimiento y gran estabilidad; buena tolerancia a variaciones de temperatura y carga orgánica (Pujol *et al.*, 1994).
- Con relación a los procesos de biomasa suspendida, los filtros biológicos manejan gran concentración de biomasa con una mejor transferencia de oxígeno, presentando una alta capacidad y eficiencia en el tratamiento del agua residual (Iwai y Kitao, 1994; Lazarova y Manem, 1994).
- No requieren de un sistema de sedimentación secundaria, con lo que todo lo relacionado a la purga y recirculación de lodos es descartado, logrando una independencia entre el tiempo de retención hidráulica y el celular, favoreciendo un alto crecimiento de biomasa en el medio de soporte (Ouyang *et al.*, 2000; Lazarova y Manem, 1994; Gonçalves *et al.*, 1994).

- El tiempo de puesta en marcha es rápido gracias a que casi toda la biomasa generada en el reactor es acumulada dentro del mismo y, en caso de utilizar medios porosos, los microorganismos se establecen dentro de los poros con rapidez (Moore *et al.*, 2001; Iwai y Kitao, 1994).
- Presentan una mejor respuesta a variaciones de la temperatura que los procesos convencionales como los lodos activados. Las variaciones en la temperatura no son tan significativas para los filtros biológicos ya que parte importante de los procesos de remoción son físicos (retención de los sólidos que vienen con el agua residual cruda y de los producidos por procesos biológicos) (Lazarova y Manem, 1994).
- Al incrementar la velocidad de filtración mejora la transferencia de sustrato entre la fase líquida y la biopelícula, lo cual es una ventaja asociada a la necesidad de menores tiempos de retención mayor cantidad de agua residual tratada y por lo tanto, sistemas de tratamiento más baratos. Por otra parte, mientras mejor sea la distribución del flujo, es decir, existan menos zonas o volúmenes muertos, será mejor la distribución de la biomasa a lo largo del biofiltro (Pujol *et al.*, 1994).

3.1 Proceso de filtración combinada

La biofiltración o filtración combinada consiste en pasar agua residual a través de una cama de medio filtrante, ya sea operando el filtro con flujo ascendente o descendente, el cual está soportado por un falso fondo provisto por boquillas que permiten el paso del agua pero no del medio filtrante (figura 3.1). Dependiendo del objetivo del tratamiento se puede inyectar aire a presión para oxigenar el medio y permitir el desarrollo de microorganismos aerobios y facultativos.

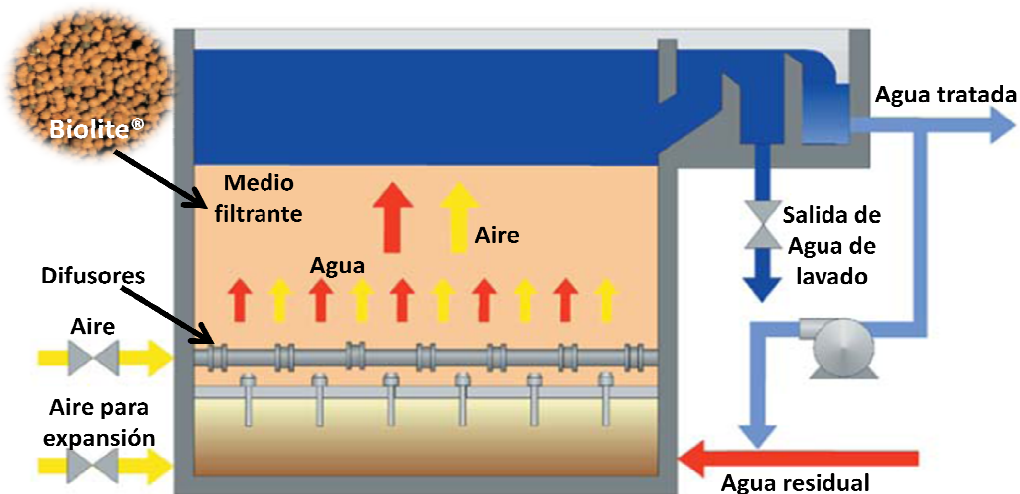


Figura 3.1 Diagrama básico del funcionamiento de un filtro biológico aireado (BAF - por sus siglas en inglés) Fuente: BIOFOR® - Infilco - Degremont, 2011; Pujol *et al.*, 1994

Conforme las partículas sólidas contenidas en el agua residual son retenidas y los microorganismos que se desarrollan sobre la superficie del material filtrante reducen los

espacios libres para el paso del agua, aumenta la resistencia al flujo del agua causando una pérdida de presión y reduciendo la velocidad de filtración. Una vez que se alcanza la colmatación del lecho filtrante es necesario separar las partículas y microorganismos del medio filtrante para que el sistema funcione adecuadamente. Este proceso de lavado se conoce como “retrolavado” del lecho filtrante (Martin, 1999).

En los filtros Biofor®, desarrollados por la compañía Degrémont, se han logrado velocidades de 10 a 33 m³/m²·h combinadas con cargas orgánicas altas para la remoción de materia orgánica. Los límites actuales para esos parámetros son de alrededor de 18 kgDQO/m³·d y 2.5 a 3 kgN-NH₄/m³·d realizando retrolavados con aire y agua cada 24 horas (Bédard, 1999). La profundidad común del lecho filtrante es de 3 metros en sistemas usados para la eliminación de materia carbonosa, aunque para aplicaciones específicas puede ser de 2 o 4 metros. Los tiempos de contacto varían entre 15 minutos a una hora, con intervalos de retrolavado de 24 a 48 horas (Pujol, 2000).

Los filtros biológicos pueden emplearse al final de un proceso de tratamiento de agua residual como un proceso de mejoramiento del efluente secundario o efluente terciario; como un proceso intermedio para preparar el agua residual antes de entrar a un tratamiento avanzado o como proceso único. El uso más extendido de los filtros biológicos ha sido para la eliminación de materia orgánica combinada con la retención de sólidos como proceso integral para el tratamiento de aguas residuales. La eliminación de sólidos en un filtro biológico se lleva a cabo principalmente por procesos físicos y depende de las propiedades de los sólidos capturados (tamaño, reactividad), el medio filtrante utilizado, la estructura de la biopelícula y las características hidráulicas de los reactores utilizados (Millán, 2005).

3.2 Características del medio filtrante

Diversas investigaciones indican que un medio filtrante adecuado debe satisfacer la mayoría de las siguientes condiciones (Moore *et al.*, 2001; Elmitwalli *et al.*, 2000; Show y Tay, 1999; Fitzpatrick, 1998; Humby y Fitzpatrick, 1996; Iwai y Kitao, 1994):

- Grado adecuado de adherencia de los microorganismos
- Elevada área superficial específica
- Alta porosidad del medio
- Baja resistencia al flujo de agua
- Estabilidad química y biológica
- Durabilidad, asociada a su resistencia mecánica a la presión y la abrasión
- Alta capacidad de atrapar sólidos suspendidos
- Relación pequeña entre el peso específico del material con respecto al del agua para evitar que la carga sobre la estructura sea excesiva
- Precio bajo y de fácil abastecimiento
- Facilidad de fabricación y transporte

Es difícil encontrar un medio de soporte que reúna todas las características anteriormente enunciadas, de hecho, cualquier material de soporte presentará ventajas y desventajas en su utilización, por lo que habrá que analizar sus características y decidir cuándo un material es apropiado para los fines en los que será empleado.

El tamaño de partícula del medio filtrante determina la carga hidráulica máxima que puede ser aplicada al sistema. Medios filtrantes compuestos de partículas pequeñas ofrecen mayor área superficial por unidad de volumen para la formación de biopelículas reduciendo el volumen del biofiltro; sin embargo, se ha encontrado que al disminuir el tamaño de partícula del medio mejora la capacidad de tratamiento del sistema pero aumentan los requerimientos de retrolavado del mismo debido a que el medio tiende a colmatarse rápidamente por los sólidos contenidos en el agua residual cruda (Moore *et al.*, 2001). El tamaño de las partículas que componen el medio filtrante se selecciona de acuerdo con el uso que se le da al filtro. Las partículas con diámetros superiores a 6 mm se recomiendan para eliminación de materia orgánica y nitrificación; para tratamiento terciario y eliminación de nutrientes se recomiendan partículas entre 2 y 3 mm de diámetro (Moore *et al.*, 2001).

La porosidad del material de soporte es un factor importante en la adhesión de microorganismos al mismo. La porosidad afecta directamente el tiempo de retención celular, la concentración de biomasa retenida en el reactor y la caída de presión a través del filtro. Otro parámetro importante es la rugosidad del medio, ya que afecta el funcionamiento del reactor. Las superficies rugosas proveen más sitio para la adhesión de biopelícula que los medios lisos. Los reactores que usan medios lisos son más inestables bajo variaciones de flujo de líquido o aire, causando desprendimiento de la biopelícula. Los rugosos producen biopelículas más estables y también mejoran la retención de sólidos (Mendoza-Espinoza y Stephenson, 1999).

3.3 Carga orgánica y remoción de nutrientes

La carga orgánica se define como la concentración de sustrato que ingresa al sistema, por concentración unitaria de microorganismos presentes y por unidad de tiempo. En el caso de sistemas de biomasa fija se puede expresar por unidad de área superficial ya que sobre ella crece la biopelícula (ecuación 3.1) aunque, en general, los resultados reportados se encuentran en función de la carga orgánica volumétrica o superficial aplicada al sistema (ecuación 3.2) (Valdivia, 1998), definidas como:

$$CO_s = \frac{Q \cdot S_0}{A_{sup}} \quad (3.1)$$

donde:

CO_s = Carga orgánica superficial (kgDQO/m².d)

Q = Caudal (m³/d)

S_0 = DQO en el influente (kgDQO/m³)

A_{sup} = Área de crecimiento de la biopelícula (m²)

$$CO_v = \frac{Q \cdot S_0}{V} \quad (3.2)$$

donde:

CO_v = Carga orgánica volumétrica (kgDQO/m³·d)

Q = Caudal (m³/d)

S_0 = DQO en el influente (kgDQO/m³)

V = Volumen del reactor (m³)

El uso más común para los filtros biológicos ha sido como tratamiento terciario para la eliminación de nutrientes y pulimento del efluente secundario; para esta aplicación los filtros biológicos se operan con cargas orgánicas entre 5 y 10 kgDQO/m³·d (Osorio y Hontoria, 2001). Canler y Perret (1994) sugieren que con la aplicación de cargas orgánicas volumétricas entre 6 y 7 kgDQO/m³·d se obtienen efluentes de calidad satisfactoria con menos de 90 mgDQO/l. En cuanto a los valores encontrados en la literatura para la carga hidráulica aplicada a estos sistemas de tratamiento se encuentra una gran disparidad debido a que ésta depende del tipo de material usado para el crecimiento biológico y de los objetivos del sistema de tratamiento (Osorio y Hontoria, 2001).

Osorio y Hontoria (2001) determinaron que la máxima carga orgánica volumétrica y de sólidos admisible para un filtro biológico con una altura de lecho de 1.5 m es de 6.33 kgDBO/m³·d y 5.33 kgSST/m³·d con una carga hidráulica de 2.88 m³/m²·h para lograr una concentración de 25 mgDBO/l y 35 mgSST/l en el efluente.

En los filtros biológicos aireados puede ser eliminada alrededor del 90% de la materia orgánica expresada como DQO; sin embargo, en cuanto a la remoción de nitrógeno del agua residual, ésta se relaciona con el tiempo de retención hidráulica el cual depende de las cargas orgánica e hidráulica aplicadas al sistema. El incremento de la carga orgánica e hidráulica en el sistema trae como consecuencia la disminución del tiempo de retención hidráulica.

Las cargas orgánica y de nitrógeno amoniacal, la temperatura, el tiempo de retención celular e hidráulico, la frecuencia de retrolavado, el tamaño de partícula del medio filtrante y la disponibilidad de oxígeno disuelto han sido identificados como los factores más influyentes en la nitrificación (Ouyang *et al.*, 2000; Mann *et al.*, 1998; Çeçen y Gönenç, 1994; Boller *et al.*, 1994).

Kent *et al.* (2000) encontraron que con un medio filtrante con partículas entre 2 y 4 mm se obtuvo la mejor nitrificación operando con cargas de nitrógeno amoniacal arriba de 0.6 kgN-NH₄/m³·d y con valores superiores se observó que la nitrificación disminuyó. Empleando medios filtrantes con partículas entre 2.8 y 5.6 mm encontraron que la nitrificación se produjo usando cargas de nitrógeno amoniacal arriba de 1 kgN-NH₄/m³·d y, para medios de tamaños entre 4 y 8 mm, se presentó una nitrificación baja a cargas entre 0.2 y 0.4 kgN-NH₄/m³·d.

Han *et al.* (2001) encontraron que, usando un medio filtrante con tamaños entre 3 y 5 mm se obtuvo una eficiencia en la nitrificación del 90 % operando bajo una carga de nitrógeno amoniacal de 1.8 kgN-NH₄/m³·d.

En diversos estudios se ha descrito una amplia variedad de valores para los parámetros operacionales en cuanto a cargas orgánicas y de nitrógeno amoniacal para los filtros biológicos aireados con las que se han obtenido resultados satisfactorios en la remoción de materia orgánica y nutrientes del agua residual, lo que sugiere que este tipo de sistemas posee un alto desempeño en la remoción de contaminantes y así mismo posee un amplio rango de aplicaciones. En la tabla 3.1 se presentan los límites operacionales para la remoción de materia orgánica y nutrientes en filtros biológicos Biofor® (patentados por Degremont) sugeridos por Pujol *et al.* (1994).

Tabla 3.1 Límites operacionales para diferentes tratamientos usando filtros Biofor®

| <i>Tratamiento</i> | <i>Carga</i> | <i>Velocidad de filtración</i> |
|------------------------------|---|--------------------------------------|
| Remoción de materia orgánica | 10 kgDQO/m ³ ·d | 6 m ³ /m ² ·h |
| Nitrificación | 1.5 kgN-NH ₄ /m ³ ·d | 10 m ³ /m ² ·h |
| Desnitrificación | > 4 kg N-NO ₃ /m ³ ·d | 14 m ³ /m ² ·h |
| Remoción de fósforo | 0.4 kgP _T /m ³ ·d | 11 m ³ /m ² ·h |

Fuente: Pujol et al., 1994

3.4 Lavado del medio filtrante

El medio filtrante retiene a las partículas sólidas y soporta la biopelícula, lo que provoca el taponamiento progresivo (oclusión de los espacios vacíos en el material filtrante) de los filtros (figura 3.2). Los mecanismos mediante los cuales las partículas sólidas quedan atrapadas en el medio filtrante son el transporte y la adherencia. El transporte de las partículas es un fenómeno físico e hidráulico afectado principalmente por los parámetros que gobiernan la transferencia de masa. La adherencia entre partículas y material filtrante es básicamente un fenómeno de acción superficial influenciado por parámetros fisicoquímicos superficiales (Huisman y Wood, 1974).

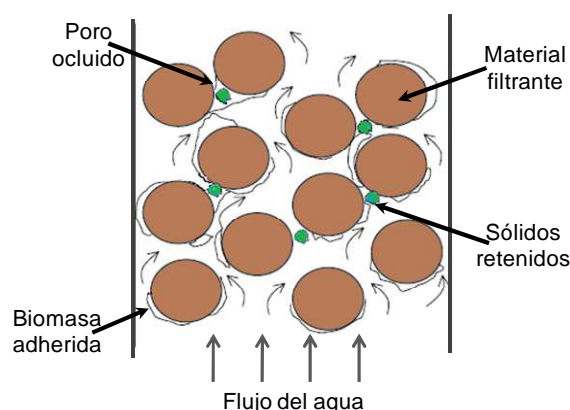


Figura 3.2 Diagrama del proceso de filtración y colmatación del medio filtrante

En la tabla 3.2 se describen los principales mecanismos de transporte y adherencia de partículas al medio filtrante.

Tabla 3.2 Mecanismos de transporte y adherencia de partículas en la filtración

| <i>Mecanismos</i> | <i>Descripción</i> |
|-------------------------|--|
| TRANSPORTE | |
| Impacto inercial | Durante el paso del agua a través del medio filtrante, las partículas suspendidas colisionan y quedan atrapadas en el medio filtrante. |
| Intercepción | Las partículas suspendidas son forzadas a ponerse en contacto entre ellas mismas y con el medio filtrante siendo entonces interceptadas y retenidas por éste. |
| Sedimentación | La sedimentación se produce cuando las partículas suspendidas relativamente grandes y densas poseen una velocidad de sedimentación superior a la velocidad ascendente del fluido. |
| Difusión | Debido al movimiento browniano, el cual se debe al aumento de la energía de las partículas y a la disminución de la viscosidad del agua, existe una tendencia de las partículas pequeñas a difundirse desde las áreas de mayor concentración a las de menor concentración. |
| ADHESIÓN | |
| Enlace químico | Los enlaces químicos entre partículas floculentas y la superficie del medio filtrante se puede presentar debido al intercambio iónico, enlaces de hidrógeno y adsorción. |
| Enlace físico | Las partículas sólidas pueden adherirse al medio filtrante debido a la interacción combinada de las fuerzas de Van der Waals y fuerzas electrostáticas por la disociación de iones en la superficie de las partículas, presencia de cargas no balanceadas por las imperfecciones de la estructura de las partículas y reacciones químicas con iones específicos en suspensión. |

Fuente: Adaptado de Huisman y Wood, 1974

La operación de retrolavado se realiza con el propósito de evitar la colmatación del medio filtrante. Inicialmente el retrolavado de los filtros biológicos se realizaba sólo con agua, con una expansión del medio filtrante entre el 20 y el 50%. Debido al limitado número de colisiones y abrasiones que ocurren entre las partículas al realizar el retrolavado con agua, se ha demostrado que dicho procedimiento es poco efectivo para limpiar el soporte.

La figura 3.3 muestra dos tipos de operación normal y retrolavado de un filtro biológico de acuerdo con la densidad del medio filtrante. Si el medio filtrante es más ligero que el agua (Biostyr®), entonces flota y el retrolavado se lleva a cabo de la manera que se muestra en la figura 3.3^a. La principal diferencia radica en que, cuando el medio filtrante es más ligero que el agua, el agua de retrolavado debe introducirse por la parte superior y extraerse por la parte inferior. En caso de que el medio filtrante sea más pesado que el agua (Biofor®/Degrémont, Biocarbón®/OTV) entonces el agua de retrolavado se introduce por la parte inferior del filtro y se extrae por la parte superior (figura 3.3b).

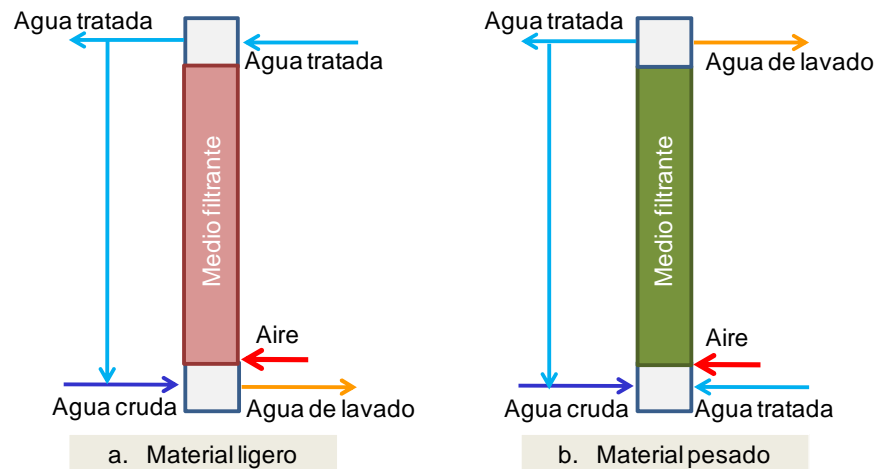


Figura 3.3 Operación normal y retrolavado de filtros biológicos. Fuente: González-Martínez, 2007

Muchos de los problemas del filtro se originan en un retrolavado deficiente incapaz de:

- ✓ Desprender la película y otras sustancias que cubren las partículas del lecho filtrante
- ✓ Romper los aglomerados de partículas suspendidas contenidas en el agua residual cruda.

Por lo general, el tiempo de retrolavado varía de cinco a diez minutos. Se ha comprobado que el régimen más efectivo de retrolavado se logra utilizando aire combinado con agua ya que esto incrementa considerablemente el número de colisiones entre partículas; en éste se realiza una expansión del lecho al introducir aire mediante difusores colocados en el fondo del filtro. Una vez expandido el medio filtrante y sin suspender la alimentación del aire, se introduce agua para arrastrar el exceso de biopelícula (Osorio y Hontoria, 2006; Humby y Fitzpatrick, 1996). Las características físicas del medio como son diámetro, porosidad, densidad y configuración son las que determinan la frecuencia y duración del retrolavado (Fitzpatrick, 1998).

4. HIDRÁULICA DE REACTORES

El modelo hidráulico de un reactor está en función del tipo de flujo y el régimen de mezcla en la unidad, los cuales a su vez dependen de la forma geométrica del reactor y el tamaño de la escala, entre otros. En términos del flujo, el reactor puede clasificarse en dos tipos (Crites y Tchobanoglous, 1998):

- **Flujo discontinuo** (batch): no existe flujo de entrada ni de salida en el reactor; todos los elementos contenidos en un fluido son expuestos al tratamiento por un tiempo igual al que permanece el sustrato en el reactor.
- **Flujo continuo**: hay entrada y salida continua de flujo en el reactor.

Los reactores de flujo continuo, a su vez, pueden clasificarse en: flujo pistón, mezcla completa y flujo no ideal (Levenspiel, 2002; Crites y Tchobanoglous, 1998).

- **Flujo pistón**: todas las partículas de fluido que entran a la unidad permanecen en ella el mismo tiempo; de esta manera, los elementos del fluido pasan a través del sistema y son descargados en la misma secuencia en que fueron introducidos sin existir ningún tipo de mezcla entre el fluido que ingresa y el que está en la unidad.
- **Flujo de mezcla completa**: todo elemento que ingresa al reactor se dispersa inmediatamente dentro de él. La concentración de una sustancia a la salida de la unidad es igual a la existente dentro del reactor.
- **Flujo no ideal**: corresponde a cualquier grado intermedio entre flujo pistón y mezcla completa con alteraciones como la presencia de volúmenes muertos, cortocircuitos hidráulicos, recirculación.

4.1 Determinación del comportamiento hidráulico de reactores

El comportamiento hidráulico de un sistema puede evaluarse siguiendo el método experimental estímulo-respuesta (pruebas de trazado), en el que se inyecta un trazador fácilmente detectable y que no participe en ningún proceso físico o químico que pueda afectar la hidrodinámica real del sistema (Escudié *et al.*, 2005; de Nardi *et al.*, 1999; Swaine y Daugulis, 1988). Es una práctica común establecer la eficiencia hidráulica de un reactor analizando las curvas de respuesta y los parámetros hidráulicos relacionados con las condiciones de flujo. Generalmente, la tendencia de las curvas de respuesta dan un primer indicio de la hidrodinámica del sistema (Smith *et al.*, 1996; Smith *et al.*, 1993); a partir de éstas se puede obtener información de la distribución de los tiempos de residencia y aplicar modelos matemáticos que permitan el mejor entendimiento del comportamiento hidráulico (Tembhurkar y Mhaisalkar, 2006).

Para visualizar el funcionamiento de un sistema desde el punto de vista hidráulico, es conveniente utilizar un trazador (alguna sal, colorante, ácido o sustancia radioactiva) que pueda ser aplicado al flujo de entrada y que simultáneamente se comience a registrar la concentración del trazador a la salida del reactor, como se ilustra en la figura 4.1 (Levenspiel, 2002).

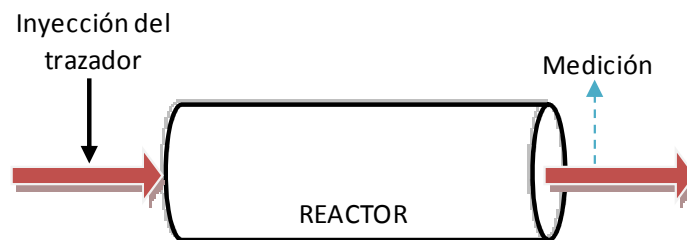


Figura 4.1 Aplicación de trazadores a un reactor. Fuente: Levenspiel, 2002

La aplicación del trazador puede realizarse en forma continua (step input) o instantánea (pulse input) (Levenspiel, 2002; Fogler, 2001).

Trazador de inyección instantánea: En la inyección instantánea, el trazador se inyecta “de golpe” en un solo instante. En este tipo de prueba, la concentración del trazador a la salida del sistema puede generar una curva como las mostradas en la figura 4.2. Por un lado, si el reactor se comporta como un reactor de flujo pistón la curva de respuesta sería similar a la mostrada en la figura 4.2a; por otro lado, si el reactor tuviese un comportamiento no ideal, entonces podría esperarse algún grado de dispersión longitudinal y con ello se obtendría una curva de respuesta como la mostrada en la figura 4.2b.

Trazador de inyección continua: Existe un segundo tipo de prueba de trazadores en la que éste es inyectado, a partir de un tiempo determinado t , de manera constante, a la entrada del sistema, y la concentración de salida es monitoreada al igual que en la prueba anterior. En este tipo de prueba se pueden obtener curvas de respuesta como las mostradas en la figura 4.3. Al aplicar el trazador y hacerle seguimiento a la salida del sistema se obtiene una serie de valores de concentración que aumentan con el tiempo, hasta llegar a un valor máximo, y que disminuyen progresivamente.

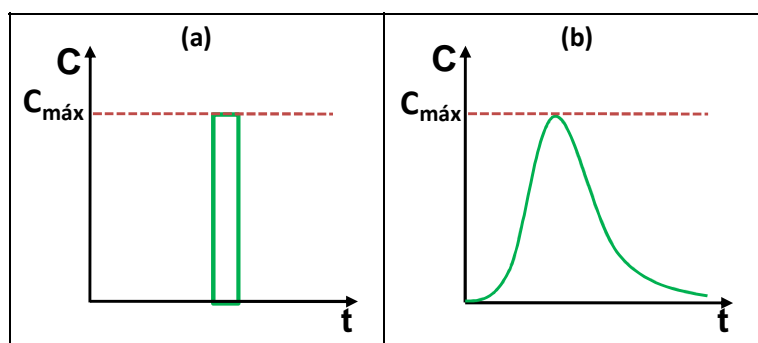


Figura 4.2 Respuestas típicas de una prueba de trazadores de inyección instantánea. Fuente: *Levenspiel, 2002*

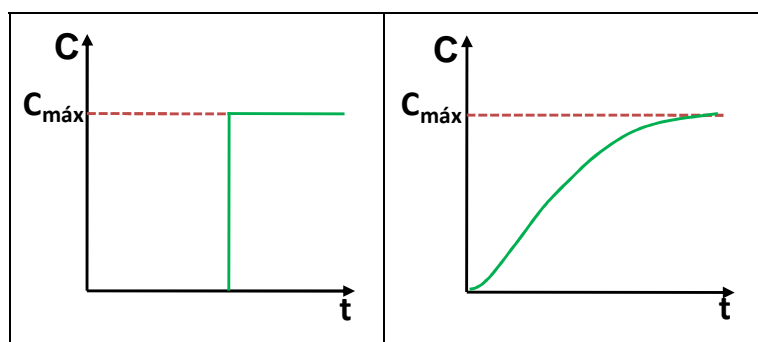


Figura 4.3 Respuestas típicas de una prueba de trazadores de inyección continua. Fuente: *Levenspiel, 2002*

El comportamiento hidráulico de un sistema (reactor) se puede determinar por medio de pruebas de trazado, las cuales permiten 1) ajustar las curvas obtenidas a un modelo y tener una expresión que pueda combinarse con parámetros cinéticos; 2) detectar cortocircuitos y zonas o volúmenes muertos y 3) establecer la relación entre trazador y partículas (Morgan-Sagastume *et al.*, 1999). Para el análisis de las curvas de respuesta obtenidas de las pruebas con trazadores pueden emplearse tres métodos asociados a modelos matemáticos 1) determinación del tiempo de retención hidráulica promedio y la varianza por medio del área bajo la curva; 2) evaluar los patrones de flujo por medio del ajuste de las curvas de respuesta (tales como modelo de tanques en serie, modelos de dispersión longitudinal y modelos combinados) y 3) cálculo de los índices o parámetros que tienen un soporte empírico o semiempírico (Morgan-Sagastume *et al.*, 1999).

4.2 Modelos matemáticos del comportamiento hidráulico de un reactor

El análisis matemático y los modelos de simulación permiten comprender el comportamiento hidráulico de un sistema, lo cual puede ayudar en la puesta en marcha, operación, descripción de la dinámica y características de control del mismo. En términos generales, el objetivo general de la modelación de un proceso es plantear descripciones matemáticas

sencillas para analizar, comprender y predecir el comportamiento de un proceso físico en función de las variaciones de los parámetros que lo gobiernan (Escudié *et al.*, 2005).

4.2.1 Modelos para flujo ideal

Dentro de los modelos matemáticos para flujo ideal se consideran el modelo para flujo pistón y para flujo de mezcla completa.

■ Modelo para un reactor de mezcla completa

A partir de t_0 (tiempo cero), si se inyecta un trazador conservativo (no reactivo) continuamente a una concentración C_0 en el influente de un reactor de mezcla completa, inicialmente lleno con agua limpia, la concentración del trazador en la salida (C), con respecto al tiempo está descrita en la figura 4.4 (Levenspiel, 2002).

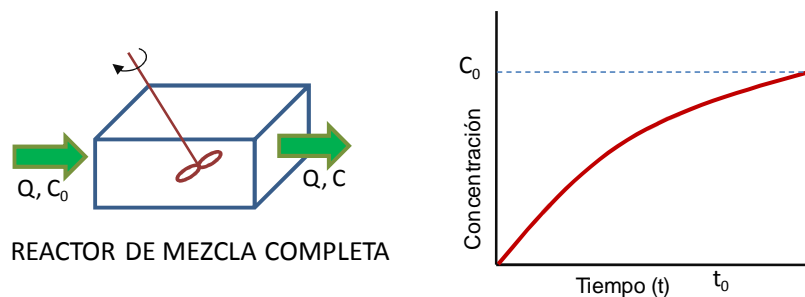


Figura 4.4 Curva de respuesta de un trazador de inyección continua en un reactor ideal de mezcla completa. Fuente: Crites y Tchobanoglous, 1998

La concentración del trazador en el efluente puede ser determinada en función del tiempo por medio de un balance de masa:

$$\text{Tasa de acumulación de trazador en el reactor} = \text{Flujo másico de trazador en influente} + \text{Flujo másico de trazador en efluente} \quad (4.1)$$

De acuerdo con la figura 4.4 y el balance de masa (ecuación 4.2):

$$\frac{dC}{dt} V = QC_0 - QC = Q(C_0 - C) \quad (4.2)$$

Integrando entre los límites de $C=C_0$ a $C=C$ y $t=0$ a $t=t$:

$$\int_{C=C_0}^{C=C} \frac{dC}{C_0 - C} = \frac{Q}{V} \int_{t=0}^{t=t} dt \quad (4.3)$$

La ecuación resultante es el modelo ideal para un reactor de mezcla completa es la ecuación 4.4:

$$C = C_0 \left(1 - e^{-t(Q/V)} \right) = C_0 \left(1 - e^{-t/t_0} \right) \quad (4.4)$$

Donde t_0 es el tiempo de retención hidráulica teórico (TRH = V/Q).

■ Modelo para un reactor de flujo pistón

El comportamiento de un reactor ideal de flujo pistón es ilustrado por la figura 4.5. Si a un reactor de flujo pistón previamente llenado con agua potable le es inyectado un trazador de concentración C_0 continuamente, la aparición del trazador en el efluente del reactor en un tiempo $t=t_0$ (siendo t_0 el TRH teórico) (figura 4.5). El balance de masa para un reactor de flujo pistón ideal considera que la concentración C del trazador es uniformemente distribuida dentro de un elemento diferencial de volumen en el reactor para un tiempo t ; es decir, no se presenta dispersión longitudinal en este diferencial y fuera de este volumen (Levenspiel, 2002).

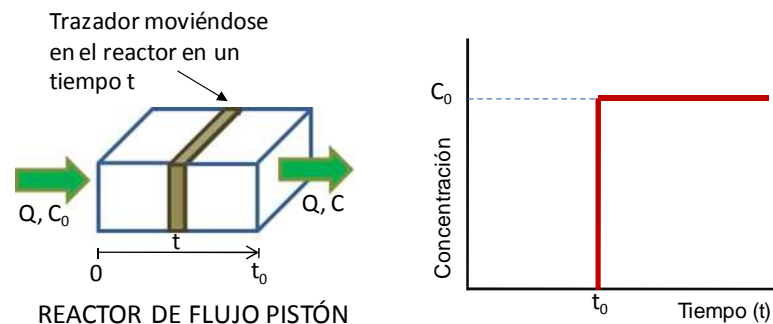


Figura 4.5 Curva de respuesta de un trazador de inyección continua en un reactor ideal de mezcla completa. Fuente: Crites y Tchobanoglous, 1998

El balance de masa para un diferencial de volumen de acuerdo con la figura 4.5 es:

$$\frac{\partial C}{\partial t} \Delta V = QC|_z - QC|_{z+\Delta z} \quad (4.5)$$

Sustituyendo la forma diferencial por el término $QC|_{z+\Delta z}$ en la ecuación 4.5 se obtiene la ecuación 4.6:

$$\frac{\partial C}{\partial t} \Delta V = QC - Q \left(C + \frac{\Delta C}{\Delta z} \Delta z \right) \quad (4.6)$$

Sustituyendo $A\Delta z$ por ΔV y simplificando resulta:

$$\frac{\partial C}{\partial t} A = -Q \frac{\Delta C}{\Delta z} \quad (4.7)$$

Si el límite de Δz se aproxima a cero resulta:

$$\frac{\partial C}{\partial t} = -\frac{Q}{A} \frac{\partial C}{\partial z} = -u \frac{\partial C}{\partial z} \quad (4.8)$$

Donde u es la velocidad del fluido.

Debido a que los dos lados de la ecuación 4.8 son iguales ($\partial t = \partial z / u$), excepto por el signo negativo, la única manera en la cual la ecuación puede satisfacerse es si el cambio en la

concentración con la distancia es igual a cero. Así, la concentración del influente debe ser igual a la concentración del efluente y es consistente con la figura 4.5.

4.2.2 Modelos para flujo no ideal

En muchos casos el comportamiento hidráulico real de un sistema no se ajusta exactamente a las condiciones ideales de flujo de pistón o de flujo de mezcla completa, en algunos casos se aproxima tanto a estas condiciones que se puede admitir dicho comportamiento ideal sin incurrir en un error apreciable. Sin embargo, en otros casos las desviaciones de la idealidad pueden ser considerables y originarse por la formación de canalizaciones del flujo, por recirculación del fluido o por formación de zonas estancadas o muertas en el reactor (Levenspiel, 2002; Smith, 1981).

Diferentes tipos de modelos pueden ser usados para describir el flujo NO ideal en reactores. El modelo más usado para reactores tubulares es el Modelo de Dispersión Axial (Smith 1981; Turan y Ozturk, 1997; Levenspiel, 2002). Este modelo describe el transporte de masa en la dirección axial en términos del coeficiente de dispersión longitudinal (D_L). Al realizar cambios en este parámetro, el desempeño del reactor puede ser descrito considerando el comportamiento hidráulico de un reactor ideal de flujo pistón ($D_L=0$) o de un reactor ideal de mezcla completa ($D_L=\infty$) (Levenspiel, 2002; Morgan-Sagastume *et al.*, 1999, 1997; Smith *et al.*, 1993; Smith, 1981).

De acuerdo con Morgan-Sagastume *et al.*, (1999) y Smith *et al.*, (1993), existen algunos modelos denominados “modelos combinados” en los cuales el reactor es modelado por medio de su división en diferentes tipos de flujo, tales como flujo pistón, flujo pistón con dispersión, mezcla completa y espacios muertos (por ejemplo el Modelo de Wolf y Resnick y el modelo de Chollete y Cloutier). Estos parámetros involucrados en este tipo de modelos permite un ajuste más exacto de las curvas de respuesta; sin embargo, su solución matemática es compleja. Los modelos combinados han sido utilizados con éxito para representar el comportamiento hidráulico de algunos sistemas biológicos, tal como el modelo de Chollete y Cloutier (1959), que toma en cuenta las zonas de mezcla, recirculación y de espacios muertos dentro del sistema. Otros modelos combinados han sido aplicados en el estudio de digestores anaerobios (Monthieth y Stephenson, 1981), filtros anaerobios (Young y Young, 1988) y filtros aerobios sumergidos (Hamoda y Abd-El-Bary, 1987).

■ Modelo de Dispersión Axial

Las desviaciones de la idealidad en un reactor de flujo pistón se deben principalmente a 1) la mezcla del fluido en dirección longitudinal y 2) la mezcla incompleta del fluido en la dirección radial. Es así que las desviaciones de la idealidad pueden ser debidas a: 1) zonas de estancamiento del fluido que permanece más tiempo dentro del sistema (figura 4.6a), 2) insuficiente mezcla longitudinal (mezcla en la dirección del flujo) y mezcla axial (mezcla en la dirección radial) que provocan el que el fluido pase a través del reactor en menor tiempo (figura 4.6b) y 3) formación de canales preferentes de flujo en el caso de un lecho empacado (figura 4.6c) (Smith, 1981).

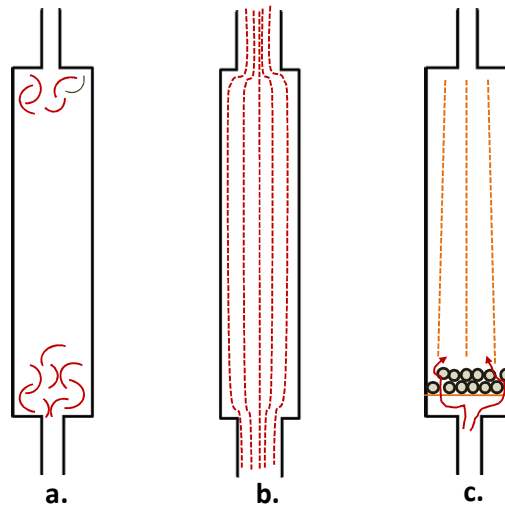


Figura 4.6 Desviaciones de la idealidad para un reactor de flujo pistón. a) mezcla longitudinal debido a vórtices, b) insuficiente mezcla radial, c) canalizaciones de flujo. Fuente: Smith, 1981

El modelo de dispersión considera que el flujo de un fluido es independiente de la posición dentro del sistema y que no existen volúmenes muertos ni cortocircuitos tal como se muestra en la figura 4.7. En el caso de flujo pistón no se presentaría dispersión y el perfil de velocidad sería plano sin fluctuaciones en la velocidad que provoquen dispersión del fluido.

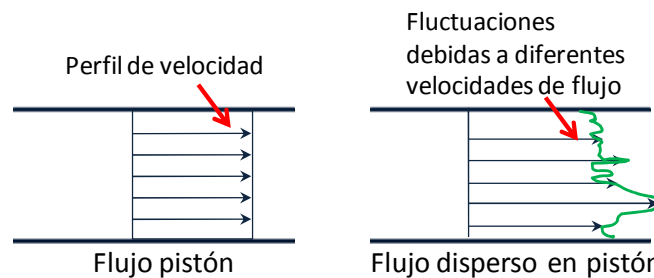


Figura 4.7 Representación del Modelo de Dispersión Axial

Como el proceso de mezcla implica una redistribución de materia por deslizamiento o formación de remolinos, y esto se repite un número considerable de veces durante el flujo del fluido a través del reactor, se puede considerar que estas perturbaciones son de naturaleza estadística, como ocurre con la difusión molecular. La ecuación diferencial que rige la difusión molecular en la dirección z , está dada por la ley de Fick (Levenspiel, 2002) (ecuación 4.9):

$$\frac{\partial C}{\partial t} = D_L \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} \quad (4.9)$$

Donde D_L es el coeficiente de dispersión longitudinal debido a gradientes de velocidad.

La ecuación 4.10 resulta de dosificar en el influente un trazador con concentración C_0 a partir del tiempo $t=0$, considerando el balance de masa para un reactor ideal de flujo pistón

(ecuación 4.8) e incluyendo la ecuación de Fick (ecuación 4.9), resulta una sola expresión para determinar la respuesta C/C_0 en el tiempo relativo t/t_0 y en función de D_L .

$$\left[\left(-D_L \frac{\partial C}{\partial z} + uC \right) A_T \right]_z \Delta t - \left[\left(-D_L \frac{\partial C}{\partial z} + uC \right) A_T \right]_{z+\Delta z} = A_T \cdot \Delta z \cdot \Delta C \quad (4.10)$$

simplificando A_T (área transversal), dividiendo por $\Delta z \Delta t$ y tomando el límite de $\Delta z \rightarrow 0$ resulta:

$$D_L \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} - u \frac{\partial C}{\partial z} = \frac{\partial C}{\partial t} \quad (4.11)$$

cuyas condiciones iniciales son:

$$C = \begin{cases} 0 & \text{para } z > 0 \text{ y } t = 0 \\ C_0 & \text{para } z < 0 \text{ y } t = 0 \end{cases}$$

si no se presenta dispersión longitudinal en la línea de influente para la condición inicial a $z=0$ resulta:

$$D_L \left(\frac{\partial C}{\partial z} \right)_{>0} + u(C)_{>0} = C_0 \quad \text{para } z=0 \text{ y } t \geq 0 \quad (4.12)$$

donde >0 indica la posición justo en la entrada del reactor a $t=0$. Y para la salida del reactor la condición correcta es:

$$\frac{\partial C}{\partial z} = 0 \quad \text{para } z=L \text{ y } t \geq 0 \quad (4.13)$$

la solución bajo estas condiciones cuando la dispersión es pequeña (D_L) puede ser obtenida substituyendo las condiciones:

$$C = \begin{cases} C_0 & \text{para } z = -\infty \text{ y } t \geq 0 \\ 0 & \text{para } z = \infty \text{ y } t \geq 0 \end{cases}$$

y considerando la sustitución se obtiene la ecuación 4.13:

$$\alpha = \frac{z - ut}{\sqrt{4D_L t}} \quad (4.14)$$

así la ecuación diferencial parcial 4.11 se convierte en una ecuación diferencial ordinaria:

$$\frac{\partial^2 C^*}{\partial \alpha^2} - 2\alpha \frac{\partial C^*}{\partial \alpha} = 0 \quad (4.15)$$

donde C^* es la concentración relativa C/C_0 y las condiciones son:

$$C^* = \begin{cases} 1 & \text{para } \alpha = -\infty \\ 0 & \text{para } \alpha = \infty \end{cases}$$

resolviendo la ecuación 4.15 con la sustitución de la ecuación 4.14 y las condiciones de frontera se tiene la ecuación 4.16:

$$C^*_{z=L} = \left(\frac{C}{C_0} \right) = \frac{1}{2} \left[1 - \operatorname{erf} \left(\frac{1}{2} \sqrt{\frac{uL}{D_L}} \frac{(1-t/(L/u))}{\sqrt{t/(L/u)}} \right) \right] \quad (4.16)$$

El tiempo de retención hidráulica es $t_0=V/Q$ o L/u . La ecuación resultante es el modelo de dispersión para un reactor de flujo pistón en función del coeficiente de dispersión (ecuación 4.17):

$$\left(\frac{C}{C_0} \right) = \frac{1}{2} \left[1 - \operatorname{erf} \left(\frac{1}{2} \sqrt{\frac{uL}{D_L}} \frac{(1-t/t_0)}{\sqrt{t/t_0}} \right) \right] \quad (4.17)$$

El modelo de dispersión considera que el coeficiente de dispersión (D_L/uL) resulta de las desviaciones del comportamiento de flujo pistón debido a la dispersión longitudinal que pueda presentarse a lo largo del reactor; para un reactor de flujo pistón el coeficiente de dispersión es igual a cero y para un reactor de mezcla completa tiende a infinito (Smith, 1981).

■ Modelo de reactores de mezcla completa en serie

El modelo de reactores en serie es otro modelo para el modelamiento del flujo no ideal. Este modelo considera que el fluido pasa a través de una serie de reactores de mezcla completa (n) y el parámetro clave de éste modelo es el número de reactores (n) y es representado por la ecuación 4.18. El volumen total de los reactores será el volumen del reactor a modelar (figura 4.8) (Levenspiel, 2002; Smith, 1981).

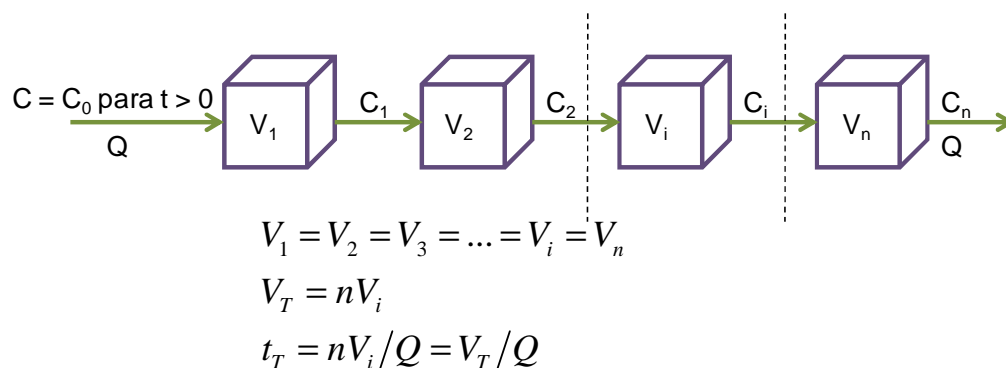


Figura 4.8 Modelo de reactores de mezcla completa en serie. Fuente: Smith, 1981

El objetivo de este modelo es encontrar el valor de n para el cual la curva de respuesta del modelo tendrá el mejor ajuste a la curva de respuesta del sistema. En la figura 4.9 se observa que cuando $n=1$, la curva de respuesta es la de un reactor de mezcla completa con un coeficiente de dispersión que tiende a infinito (considerando que el coeficiente de dispersión,

$D_L/uL=\infty$) y en caso opuesto cuando $n=\infty$, la curva de respuesta es la de un reactor de flujo pistón ($D_L/uL=0$) (Smith, 1981).

$$\left(\frac{C}{C_0}\right) = 1 - e^{-nt/t_0} \left[1 + \frac{nt}{t_0} + \frac{1}{2!} \left(\frac{nt}{t_0}\right)^2 + \dots + \frac{1}{(n-1)!} \left(\frac{nt}{t_0}\right)^{n-1} \right] \quad (4.18)$$

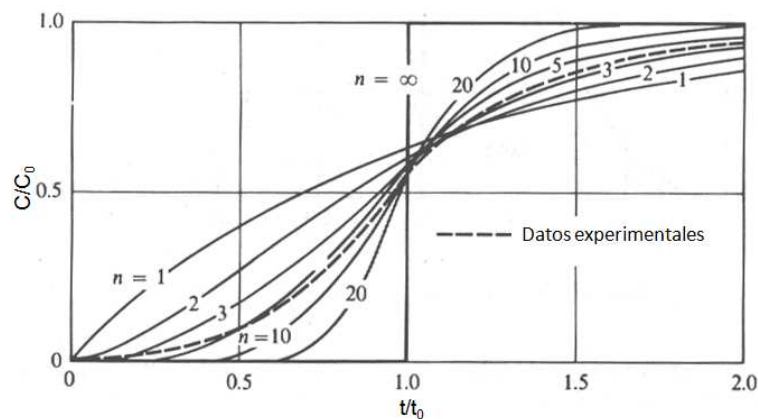


Figura 4.9 Curvas de respuesta para el modelo de reactores de mezcla completa en serie.
Fuente: Smith, 1981

■ Modelo de Wolf y Resnick

El Modelo de Wolf y Resnick (1963) considera que en un sistema real se puede presentar una combinación de flujos de pistón, de mezcla completa y espacios muertos que influyen en el comportamiento hidráulico.

Cuando no hay espacios muertos en el sistema éste puede tener una fracción de flujo pistón (p) y una fracción de flujo de mezcla completa ($1-p$). Por lo tanto estas dos fracciones deben ser iguales a 1 (ecuación 4.19).

$$p + (1 - p) = 1 \quad (4.19)$$

y considerando que m es la fracción del volumen denominado "espacio muerto", la fracción efectiva será igual a $(1-m)$ y por tanto:

$$p(1-m) + (1-p)(1-m) + m = 1 \quad (4.20)$$

si se considera en la ecuación 4.4 que no hay espacios muertos y que el sistema es una combinación de flujos pistón y de mezcla completa, el volumen con mezcla completa es igual a $(1-p)V$ y el tiempo es igual a $(t-t^*)$ donde $t^*=pt_0$, por lo tanto la ecuación 4.4 se convierte en la ecuación 4.21:

$$\left(\frac{C}{C_0}\right) = 1 - e^{-\left(\frac{Q}{(1-p)V}\right)(t-t^*)} \quad (4.21)$$

si $t^* = pt_0$; $\frac{t^*}{p} = \frac{V}{Q} = t_0$ y, por consiguiente $t_0 = \frac{t^*}{p}$ y $V = \frac{t^* Q}{p}$ y, reemplazando estos parámetros en la ecuación 4.21 resulta la ecuación 4.22:

$$\left(\frac{C}{C_0}\right) = 1 - e^{-\left[\left(\frac{1}{1-p}\right)\left(\frac{t}{t_0} - p\right)\right]} \quad (4.22)$$

si el sistema además de flujos de pistón y mezcla completa posee espacios muertos, se incluye en la ecuación 4.22 la fracción de volumen muerto (1-m) para tener en cuenta la fracción efectiva de flujo resulta la ecuación 4.23:

$$\left(\frac{C}{C_0}\right) = 1 - e^{-\left[\left(\frac{1}{(1-p)(1-m)}\right)\left(\frac{t}{t_0} - p(1-m)\right)\right]} \quad (4.23)$$

incluyendo lo definido en la ecuación 4.19 y 4.20 en la ecuación 4.22 se tiene como resultado la ecuación 4.24:

$$\text{Log}\left(1 - \frac{C}{C_0}\right) = -\left[\left(\frac{\log e}{(1-p)(1-m)}\right)\left(\frac{t}{t_0} - p(1-m)\right)\right] \quad (4.24)$$

Para determinar los parámetros de éste modelo se debe construir la gráfica $[1-(C/C_0)]$, que representa la fracción de trazador que permanece en el sistema, en escala semilogarítmica y en función del tiempo relativo (t/t_0), resultando en una línea recta que forma el ángulo α con la horizontal. Esta línea posee una pendiente diferente a -1 y no pasa por el origen, como sucedería si hubiese un flujo de mezcla completa (figura 4.10).

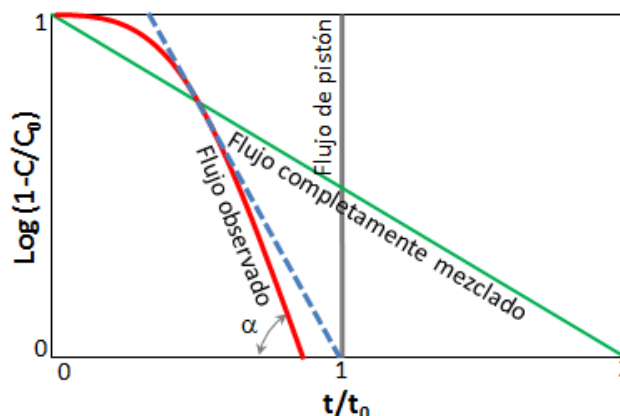


Figura 4.10 Representación gráfica del Modelo de Wolf y Resnick. Fuente: Pérez, 1992

Reemplazando la tangente del ángulo α en la ecuación 4.23 resulta la ecuación 4.24:

$$\text{Log} \left(1 - \frac{C}{C_0} \right) = -\text{Tan } \alpha \cdot \left[\frac{t}{t_0} + \theta \right] \quad (4.25)$$

donde:

$$\text{Tan } \alpha = \frac{-\log e}{(1-m)(1-p)} \quad (4.26)$$

y

$$\theta = p(1-m) \quad (4.27)$$

donde θ representa el punto de corte de la línea recta con la horizontal. Reemplazando θ en la ecuación 4.25 se obtiene la ecuación 4.28:

$$\text{Tan } \alpha = \frac{-0.435 \cdot p}{\theta(1-p)} \quad (4.28)$$

Finalmente, empleando las ecuaciones 4.20 y 4.28, pueden obtenerse las ecuaciones 4.29, 4.30 y 4.31 que corresponden a las fracciones de cada tipo de flujo y volumen muerto.

| | | |
|--------------------------------------|----------------------|--------|
| Fracción de flujo pistón | $P = p(1-m)$ | (4.29) |
| Fracción de flujo de mezcla completa | $M = (1-p)(1-m)$ | (4.30) |
| Fracción de espacios muertos | $m = 1 - (\theta/p)$ | (4.31) |

4.3 Comportamiento hidráulico de filtros biológicos

Considerando que el uniforme y efectivo contacto entre el sustrato y la biomasa juega un papel importante en el desempeño de un filtro biológico, es necesario conocer sus características hidráulicas en la práctica. Sin embargo, con frecuencia, el diseño de sistemas de tratamiento se limita al supuesto de que el flujo en los reactores es de dos tipos: flujo pistón o de mezcla completa (Fatihah y Donnelly, 2008; Tembhurkar y Mhaisalkar, 2006; Nabizadeh *et al.*, 2000; Wolf y Resnick, 1963). Aunque algunos reactores son diseñados usando las aproximaciones de flujo ideal, en la práctica algunos pueden ser operados con buenos resultados y otros fallan en alcanzar el desempeño esperado. Las fallas, en muchos casos, se deben a la limitación en el transporte de sustrato, cortocircuitos hidráulicos, mezcla deficiente y/o la presencia de volúmenes muertos que disminuyen el volumen útil del reactor y por lo tanto el tiempo de retención del sustrato en el sistema (Morgan-Sagastume *et al.*, 1997; Smith *et al.*, 1996).

Show y Tay (1999) evaluaron el comportamiento hidráulico tres filtros anaerobios (AF1, AF2 y AF3), empacados con tres medios filtrantes (anillos Raschig de vidrio y PVC), por medio de

un pulso de Rhodamina B (trazador). Las pruebas de trazado se realizaron para evaluar el comportamiento de los medios filtrantes sin biomasa (medio limpio) y con biomasa (medio sucio). Comparando las curvas de respuesta, para los medio limpio y sucio, se observa que el trazador aparece más rápidamente en el efluente del medio filtrante sucio; sin embargo, en ambos casos, el trazador sale del reactor antes de cumplirse el TRH real. Esto se atribuye a la porosidad aparente de los lechos filtrantes ya que una vez adherida la biomasa, la porosidad del medio disminuye con una consecuente disminución en el volumen útil del sistema. Los medios filtrantes limpios AF1 y AF3, que tienen la misma porosidad (75 %), poseen 22 % de espacios muertos y AF2, con una porosidad mayor que los anteriores (90 %), posee 10 % de espacios muertos. En los medios sucios el porcentaje de espacios muertos aumentó entre 57 y 43 % debido a la disminución de su porosidad por el crecimiento de la biopelícula. Estos autores concluyen que a mayor porosidad aparente se encontrará un menor porcentaje de espacios muertos, ya que al disminuir la porosidad debido a la acumulación de la biopelícula se reduce el volumen efectivo del sistema.

La fracción de espacios muertos puede dividirse en dos categorías: volumen biológico muerto y volumen hidráulico muerto. El volumen biológico muerto corresponde al volumen ocupado por la biomasa junto con el volumen debido a la interferencia de la biomasa con los patrones de flujo. El volumen hidráulico muerto tiende a presentarse cuando hay zonas de estancamiento, turbulencia y recirculación del fluido debido a cortos circuitos (Morgan-Sagastume *et al.*, 1997). Grobicky y Stuckey (1992) sugieren que el volumen biológico hidráulico muerto se incrementa cuando la mezcla en el sistema disminuye y, en caso contrario, el volumen hidráulico muerto se incrementa cuando la mezcla aumenta.

Tembhurkar y Mhaisalkar (2006) evaluaron el comportamiento de un filtro anaerobio, empacado con anillos de PVC, por medio de la inyección continua de CaCl_2 , para diferentes TRH (6, 8, 12, 24 h). Estos autores sugieren que la dispersión longitudinal es mayor cuando disminuye el TRH y por lo tanto la eficiencia volumétrica del sistema disminuye. Estos autores concluyen que el comportamiento hidráulico de un filtro anaerobio es similar al de un reactor de flujo de pistón con dispersión longitudinal.

Nabizadeh *et al.* (2000) evaluaron el comportamiento hidráulico de un filtro aerobio, empacado con anillos de PVC, por medio de la inyección de un pulso de Rhodamina B. Estos autores emplearon cuatro caudales de agua con cuatro caudales de aire diferentes (0, 10, 20, 30 l/min) encontrando que para los caudales de 10, 20 y 30 l/min el coeficiente de dispersión es similar y las curvas de respuesta se ajustan a un modelo de reactor de mezcla completa; sin embargo, cuando el filtro no tiene aire asumen un comportamiento hidráulico de reactor de flujo pistón ya que no presentan evidencia del ajuste a éste modelo y no mencionan si la mezcla completa del sistema bajo los diferentes caudales se debe a la porosidad aparente del medio filtrante.

Fatihah y Donelli (2008) evaluaron el comportamiento de dos filtros biológicos aireados, empacados con anillos de PVC, el primero totalmente empacado y el segundo empacado a la mitad. Cabe destacar que éstos medios filtrantes ya poseían biopelícula formada. Las pruebas de trazado se realizaron mediante la inyección de un pulso de LiCl. Estos autores sugieren que cuando hay menos empaque presente en el reactor, las burbujas de aire provocan una mayor mezcla y se presenta una mayor dispersión del fluido en el sistema a diferencia del

filtro completamente empacado donde la dispersión fue menor. El volumen muerto es mayor en el filtro parcialmente empacado debido a que presenta una zona de mayor mezcla en donde las burbujas de aire mezclan el fluido con mayor turbulencia provocando espacios hidráulicos muertos. El filtro totalmente empacado presenta una mayor resistencia al flujo y menor turbulencia.

5. ESTRATEGIA EXPERIMENTAL

Los procesos biológicos de biopelícula fija poseen varias ventajas sobre los procesos de biomasa suspendida en la remoción de colorantes azo, ya que en ellos se logran tiempos de retención celular altos que evitan el lavado de la biomasa adaptada, proveen una barrera de difusión en contra de las altas e inhibitorias concentraciones de colorantes y pueden encontrarse tanto zonas anaerobias como aerobias en la biopelícula con lo que se logra la completa mineralización de este tipo de compuestos (Field *et al.*, 1995; Zhang *et al.*, 1995; Fu *et al.*, 1994; Jiang y Bishop, 1994). El principal problema que se presenta con este tipo de sistemas es el taponamiento del medio filtrante debido al engrosamiento de la biopelícula después de largos periodos de operación (Escudié *et al.*, 2005). Como resultado del crecimiento de la biopelícula pueden formarse caminos preferenciales o canales de flujo, creándose así volúmenes muertos dentro del reactor (Fatihah y Donelli, 2008).

En este trabajo se plantea la determinación de las condiciones bajo las cuales se degrada un colorante azo empleando biopelículas considerando la influencia de los patrones de flujo. El empleo de modelos matemáticos para reactores no ideales sirve como herramienta en el análisis del comportamiento hidráulico del sistema en el proceso de degradación.

5.1 Material filtrante

Se ha seleccionado el tezontle como el material filtrante para empacar los filtros biológicos ya que éste presenta características tales como, porosidad, rugosidad, durabilidad gracias a su resistencia mecánica, resistencia al ataque microbiano y bajo costo. En investigaciones anteriores se ha demostrado que el tezontle es un eficiente medio filtrante apto para el desarrollo de biopelículas estables (González-Martínez *et al.*, 2007; Ojeda y Buitrón, 2001). Ojeda y Buitrón (2001) compararon la velocidad de colonización de varios medios sintéticos junto con el tezontle y concluyeron que las piedras de origen volcánico (tezontle) son el material que más rápidamente se cubre de microorganismos. Adicionalmente, Mendoza-

Espinoza y Stephenson (1999) y Show y Tay (1999) sugieren que las superficies rugosas con poros generan las biopelículas más estables y mejoran la capacidad de retención de los microorganismos.

Se seleccionarán y caracterizarán dos tamaños de partícula con el fin de realizar pruebas hidráulicas para definir el tamaño adecuado como medio filtrante. Éstos se elegirán considerando que Mendoza-Espinoza y Stephenson (1999) y Moore *et al.* (2001) sugieren que los tamaños de partícula mayores a 6 mm son utilizados para darle un tratamiento previo al agua residual antes de entrar a un tratamiento secundario, mientras que, tamaños menores o iguales a 3 mm son recomendados en la remoción de nutrientes o pulimento ya que ofrecen mayores áreas superficiales expuestas que permiten el establecimiento de mayor concentración de biomasa.

5.2 Retrolavado del lecho empacado

Durante la operación de los filtros el medio filtrante (tezontle) será colonizado por los microorganismos que formarán una película biológica y, por lo tanto, será necesario realizar una operación de retrolavado para evitar la colmatación del lecho filtrante y para distribuir de manera homogénea los microorganismos dentro del volumen del filtro y así evitar una estratificación de especies a lo largo del medio filtrante.

El retrolavado del medio filtrante causará el desprendimiento de aglomeraciones de microorganismos y causará el desgaste del medio filtrante debido a la fricción entre las partículas; es por ello que el lavado del medio filtrante es una variable que afectará el comportamiento hidráulico del filtro biológico.

5.3 Comportamiento hidráulico de un filtro biológico

En el tratamiento biológico de aguas residuales el desempeño del reactor está influenciado por el comportamiento hidráulico, el cual tiene un impacto directo sobre el grado de contacto entre el sustrato y los microorganismos y controla la tasa de transferencia de masa (Tembhurkar y Mhaisalkar, 2006). El conocimiento del comportamiento hidráulico de un reactor es indispensable para optimizar el diseño y rendimiento del proceso. Las características hidráulicas de reactores biológicos que contienen biopelículas fijas se determinan comúnmente empleando pruebas de trazado para obtener el tiempo de residencia del líquido en el reactor (Escudié *et al.*, 2005; Smith *et al.*, 1996).

A través de pruebas de trazado pueden identificarse las causas de las desviaciones del comportamiento hidráulico ideal de un sistema, las cuales se presentan debido a la existencia de cortocircuitos, formación de canales de fluido y zonas de volumen muerto que causan la reducción del tiempo de contacto sustrato-microorganismos y, por lo tanto, la reducción en la eficiencia del sistema (Fatihah y Donelli, 2008; Swaine y Daugulis, 1988).

En general la literatura existente examina ampliamente la influencia de los factores relacionados con el medio filtrante que influyen en el desempeño de un filtro biológico; sin embargo, limitados estudios han sido enfocados a examinar el comportamiento hidráulico de los filtros biológicos en su etapa de puesta en marcha previa al establecimiento de la biopelícula en el medio filtrante.

5.3.1 Pruebas de trazado *sin biopelícula*

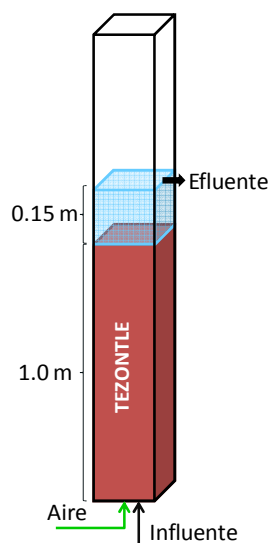


Figura 5.1 Filtro biológico de vidrio

El filtro biológico se construirá de vidrio con una sección rectangular de 15 cm y se empaquetará con tezontle como material filtrante. El filtro tendrá la salida del efluente a 15 cm sobre el nivel del empaque (figura 5.1). En la parte inferior contará con un difusor construido en PVC. Las características físicas del filtro se muestran en la tabla 5.1.

Tabla 5.1 Características del biofiltro de vidrio

| Característica | Valor |
|---------------------------------|----------------------|
| Altura total del filtro | 1.90 m |
| Área transversal del filtro | 0.023 m ² |
| Profundidad del medio filtrante | 1.0 m |
| Volumen total del filtro | 22.5 L |
| Volumen útil del filtro | 12.2 L |

Inicialmente se utilizarán dos tamaños de partículas de tezontle, considerando los tamaños de partícula de medio filtrante recomendados en la literatura para la remoción de materia orgánica y nitrógeno en filtros biológicos (Moore *et al.*, 2001; Mendoza-Espinoza y Stephenson, 1999). Las pruebas de trazado se llevarán a cabo para los dos tamaños de partícula. En la figura 5.2 se presentan las etapas de desarrollo de las pruebas de trazado.

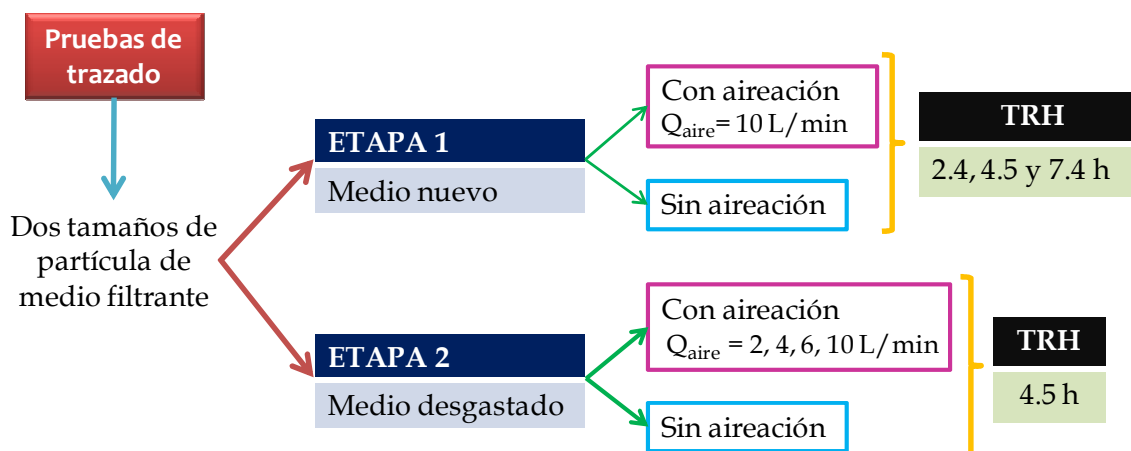


Figura 5.2 Pruebas de trazado sin biopelícula

Como trazador se empleará el colorante Azul Directo 2 ($\lambda=598$ nm) inyectado de manera continua por el fondo del filtro. Este colorante se empleará como trazador debido a que es el mismo empleado para evaluar su degradación usando biopelículas y posee un color intenso que permitirá realizar observaciones directas del comportamiento hidráulico en el medio filtrante.

Antes de iniciar las pruebas de trazado se dejará saturar el lecho filtrante durante 2 días para evitar adsorción y desorción del colorante en el tezontle durante las pruebas.

En la primera etapa se emplearán tres tiempos de retención hidráulica (TRH) de 2.4 h (114 min), 4.5 h (269 min) y 7.4 h (446 min) y se realizarán pruebas con aireación ($Q_{\text{aire}}=10$ L/min) y aireación para cada TRH y para cada tamaño de partícula seleccionado.

Para evitar la formación de canales y redistribuir las partículas del medio filtrante se realizará el retrolavado después de cada prueba. Considerando que el retrolavado del medio filtrante causa su desgaste debido a la fricción entre las piedras, después de repetidos retrolavados se realizarán las pruebas de trazado correspondientes a la segunda etapa, bajo diferentes caudales de aire (0, 2, 4, 6, 10 l/min) para un TRH de 4.5 h, el cual es común para los filtros biológicos aireados (Mendoza-Espinoza y Stephenson, 1999).

A través de estas pruebas podrá establecerse la influencia de la granulometría (etapa 1) y del retrolavado (comparando el medio nuevo, originalmente empacado, con el medio desgastado, después de ser sometido a repetidos procedimientos de retrolavado) y la tasa de aireación (etapa 2) en el comportamiento hidráulico de un filtro empacado cuando se encuentra con y sin aireación.

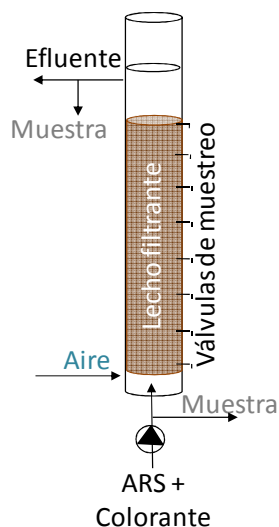
Las curvas de respuesta serán analizadas considerando modelos matemáticos para reactores no ideales de acuerdo con los modelos de Dispersión Axial (Smith, 1981) y de Wolf y Resnick (Wolf y Resnick, 1963) (ver capítulo 4.2.2).

5.3.2 Pruebas de trazado con biopelícula

La determinación de la influencia del crecimiento de una biopelícula en el comportamiento hidráulico de un filtro biológico se llevará a cabo empleando dos filtros biológicos de flujo ascendente, uno bajo condiciones aerobias (con aireación, $Q_{\text{aire}}=10$ l/min) y otro bajo condiciones anaerobias (sin aireación) empacados con Tezontle.

Una vez determinada la influencia de la granulometría en las pruebas de trazado (sin biopelícula) se seleccionará el tamaño de partícula más adecuado para empacar los filtros y propiciar la formación de la biopelícula.

Los filtros biológicos a nivel piloto se construirán de PVC industrial cédula 80 con un diámetro interno de 15 cm y se empacarán con 1 m de lecho filtrante. En la parte inferior contarán con un difusor y tendrán válvulas de muestreo a lo largo del medio filtrante (figura 5.3). Las características físicas de los filtros se presentan en la tabla 5.2.



Los filtros biológicos se operarán bajo tres cargas orgánicas volumétricas, 3, 6 y 12 kgDQO/m³·d (ver capítulo 5.3.1) y las pruebas de trazado se realizarán para las tres cargas orgánicas.

Tabla 5.2 Características de los filtros biológicos

| Característica | Valor |
|---------------------------------|----------------------|
| Altura total del filtro | 1.90 m |
| Área transversal del filtro | 0.018 m ² |
| Profundidad del medio filtrante | 1 m |
| Volumen total del filtro | 16.7 L |
| Volumen útil del filtro | 9.02 L |

Figura 5.3 Filtro biológico de PVC

Las pruebas de trazado se llevarán a cabo en tres etapas tal como se muestra en la figura 5.4. Bajo un TRH de 3 h (180 min) se aumentará la concentración de agua residual sintética (expresada como DQO) para alcanzar cada una de las cargas orgánicas propuestas. Una vez los filtros se encuentren estabilizados en cada nueva condición de operación, cuando los valores de remoción de DQO y colorante no varíen, se realizarán las pruebas de trazado.

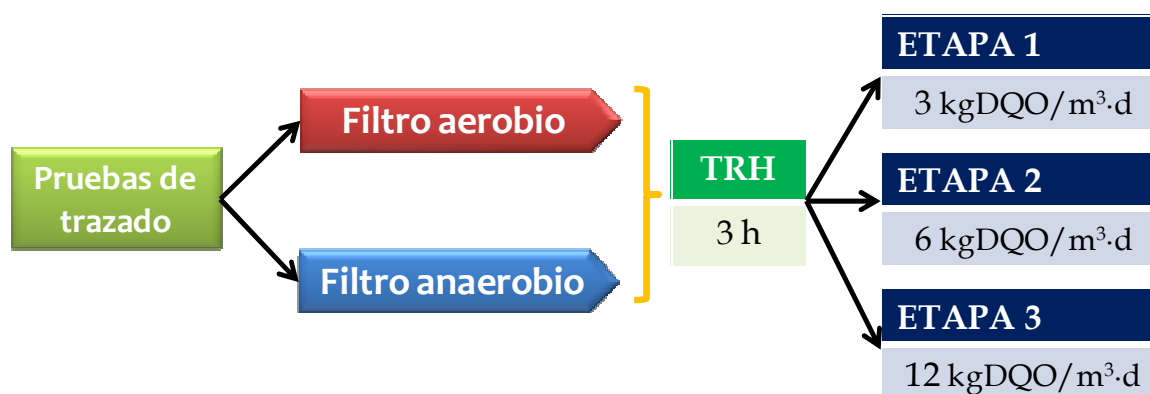


Figura 5.4 Pruebas de trazado con biopelícula

Como trazador se empleará el colorante Verde de Bromocresol ($\lambda=616$ nm) inyectado de manera continua por el fondo del filtro. De acuerdo con Jimenez *et al.* (1988) este colorante puede utilizarse de manera adecuada como trazador en los sistemas biológicos ya que presenta un porcentaje, no mayor al 20%, de absorción en la biomasa.

Se hace la consideración de que, al aumentar la carga orgánica en los filtros biológicos habrá una mayor disponibilidad de sustrato para los microorganismos, lo cual provocará el engrosamiento de la biopelícula modificando los patrones de flujo. El retrolavado se realizará

diariamente bajo las tres cargas orgánicas para evitar tanto la colmatación del lecho filtrante debido al crecimiento de la biopelícula como la estratificación de especies microbianas a lo largo del medio filtrante logrando una distribución uniforme de los microorganismos.

A través de estas pruebas se puede: 1) comparar el comportamiento hidráulico de los filtros biológicos cuando se encuentra la biopelícula sobre el medio filtrante y cuando el medio filtrante aún no ha sido colonizado (considerando que la geometría de los filtros empleados, filtro de vidrio y filtro de pvc, en las pruebas de trazado no afectan los patrones de flujo) y 2) la influencia de la carga orgánica en el comportamiento hidráulico de los filtros aerobio y anaerobio y, 3) la influencia del comportamiento hidráulico en el proceso de degradación del Azul Directo 2.

Las curvas de respuesta serán analizadas considerando modelos matemáticos para reactores no ideales de acuerdo con los modelos de Dispersión Axial (Smith, 1981) y de Wolf y Resnick (Wolf y Resnick, 1963) (ver capítulo 4.2.2).

5.4 Degradación biológica de un colorante azo

Se evaluará la degradación del colorante diazo Azul Directo 2 (DB2) (figura 5.5) suministrado por la empresa Yucolor ubicada en CIVAC Morelos. Este compuesto se ha seleccionado ya que es uno de los colorantes más usados en la industria textil mexicana para el teñido de la mezclilla. Sus características físicas y químicas se presentan en la tabla 5.3.

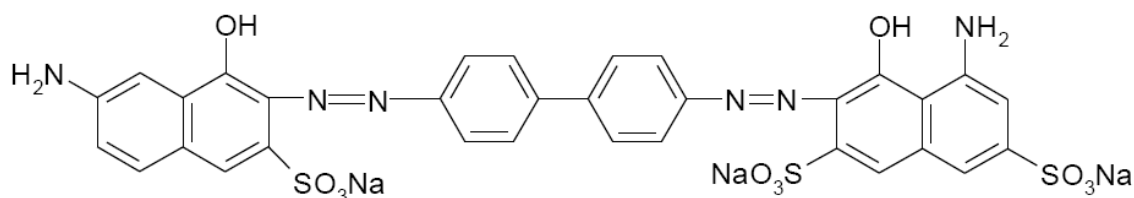


Figura 5.5 Colorante diazo Azul Directo 2. Fuente: Golka et al., 2004; Morgan et al., 1994

Tabla 5.3 Características del colorante AD2

| | |
|------------------------------|------------------------------------|
| Nombre comercial | Chlorazol Black BH, Azul Directo 2 |
| Fórmula química | $C_{32}H_{21}N_6Na_3O_{11}S_3$ |
| Peso Molecular | 830.71 g/mol |
| Colour Index | 22590 |
| No. Cas | 2429-73-4 |
| Solubilidad (en agua) | 45 g/l (25 °C) |
| Apariencia física | Polvo de color negro |

Los colorantes directos son moléculas relativamente largas que tienen una alta afinidad especialmente con las fibras celulósicas. Este tipo de colorantes son aplicados directamente a

las fibras, de ahí su nombre, sin la necesidad de un proceso de fijado. Son compuestos aniónicos y solubles en agua que generalmente contienen grupos ácido-sulfonados representados como sales de sodio (Van der Zee, 2002).

El colorante Azul Directo 2 (AD2) es un colorante diazo constituido principalmente por bencidina. En la tabla 5.4 se presentan las características del colorante determinadas a una solución de 100 mg AD2/l y en la figura 5.6 se presenta la longitud de onda máxima en donde absorbe el colorante. Cabe destacar que este colorante presenta una relación DBO₅/DQO de 0.03, lo cual indica que es un compuesto difícilmente biodegradable.

Tabla 5.4 Características de una solución de 100 mgAD2/l

| Parámetro | Valor |
|--------------------------------|-----------|
| pH | 7.95 |
| DQO | 51 mg/l |
| DBO | < 5 mg/l |
| N-NH ₄ ⁺ | 0.22 mg/l |
| Nitrógeno Kjeldahl | 5.86 mg/l |

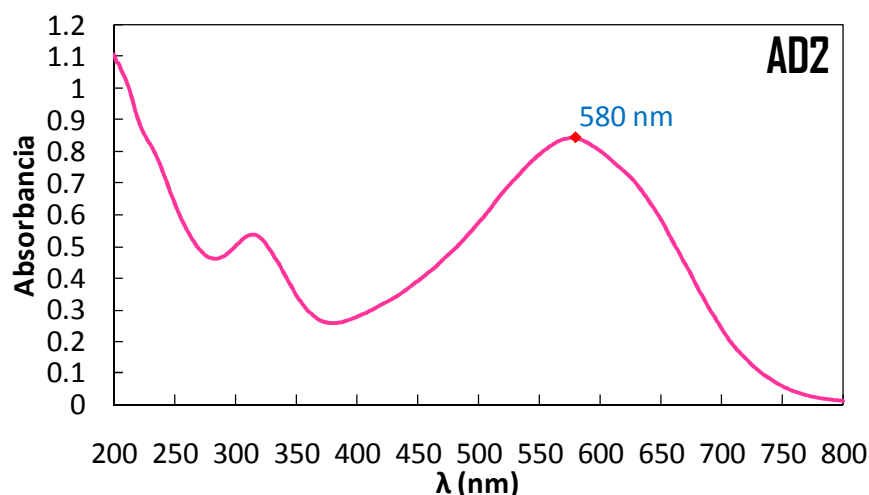


Figura 5.6 Espectro de absorción del colorante Azul Directo 2, barrido de longitudes de onda entre 200 y 900 nm

Debido a la naturaleza tóxica de los compuestos químicos con los que éste colorante es fabricado, el colorante Azul Directo 2 no es empleado a nivel mundial y por ello, se encuentra poca información acerca de su degradación. El único trabajo que reporta resultados sobre la degradación biológica en biopelículas del colorante Azul Directo 2 es de González-Martínez *et al.* (2011), adicionalmente se encontraron trabajos tales como Miranda (2009) y Hernández (2009) en donde se reporta la degradación del colorante en sistemas biológicos pero no se reporta el destino de los productos de reducción del enlace azo.

5.4.1 Cultivo de biopelículas

El empleo de filtros biológicos para lograr la mineralización del colorantes azo se realizará, 1) considerando la presencia de un cosustrato (agua residual sintética) y 2) usando el colorante como única fuente de carbono. Se analizará la degradación del colorante Azul Directo 2 (AD2) por separado, en biopelículas aerobia y anaerobia, considerando la influencia de un cosustrato.

Inicialmente las biopelículas serán cultivadas únicamente con el suministro de agua residual sintética y una vez estables los sistemas (cuando los valores de remoción de DQO y colorante no varíen) se alimentarán con el colorante Azul Directo 2 en una concentración de 50 mgAD2/l.

En la segunda etapa experimental el Azul Directo 2 se alimentará mezclado con agua residual sintética, la cual actuará como cosustrato o fuente donadora de electrones. La influencia de la concentración de cosustrato en la reducción del colorante azo se analizará bajo tres cargas orgánicas (3, 6 y 12 kgDQO/m³·d) y un TRH de 3 h, seleccionadas de acuerdo con lo que sugieren Mendoza-Espinoza y Stephenson (1999). El aumento de la carga orgánica se realizará sin modificar el TRH y, manteniendo constante el caudal de alimentación de agua residual, se modificará la concentración de materia orgánica (DQO) que se suministra como cosustrato hasta alcanzar la carga orgánica deseada. La concentración de colorante se mantendrá constante durante toda la experimentación.

Una vez finalizada esta etapa experimental se suspenderá el suministro de agua residual sintética y se alimentará el colorante como única fuente de carbono. Durante toda la experimentación se mantendrá la concentración de colorante constante (50 mgAD2/l). La estrategia experimental se ilustra en la figura 5.7.

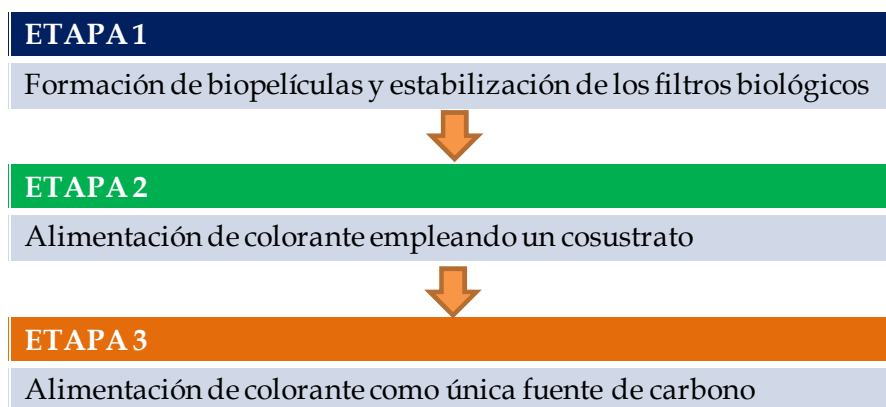


Figura 5.7 Estrategia de operación de los filtros biológicos

Bajo este esquema experimental y las condiciones de suministro de oxígeno, planteadas con anterioridad, se considera que se obtendrá:

Bajo condiciones anaerobias: El filtro biológico será operado sin el suministro de aire con lo que se propiciará la formación de una biopelícula predominantemente anaerobia en la cual se

espera se degraden los colorantes rompiéndose el enlace azo y dándose la formación y degradación de las aminas aromáticas.

Bajo condiciones aerobias: El filtro biológico será operado con el continuo suministro de aire ($Q_{aire} = 10 \text{ L/min}$) que propiciará la formación de una biopelícula aerobia; sin embargo, cabe destacar que debido a la porosidad que presenta el tezontle, en el fondo de los poros se espera el establecimiento de los microorganismos que estarán sometidos a una limitación en la difusión del oxígeno, lo que puede favorecer la formación de zonas anaerobias en donde se lleve a cabo la ruptura de los enlaces azo (decoloración) y posterior oxidación de las aminas obtenidas en las zonas aerobias de la biopelícula.

Se analizará entonces el desempeño de las biopelículas en la degradación del colorante azo; sin embargo, no se compararán las biopelículas desde el punto de vista microbiológico (tipos de microorganismos que las componen) sino desde su metabolismo (aerobio y anaerobio). Las poblaciones microbianas se mueven dentro de la biopelícula y a menudo nuevas poblaciones desplazan a las originales y se presenta una sucesión de especies que colonizan la superficie. Con esto las diferentes poblaciones microbianas se van adaptando a las condiciones ambientales y los microorganismos se ven forzados a cambiar su metabolismo adaptándose a las nuevas condiciones (Atlas y Bartha, 2002; Uhlmann, 1975).

5.4.2 Filtros biológicos

Los filtros biológicos de flujo ascendente, aerobio y anaerobio, se construirán empleando un tubo de PVC de 15 cm de diámetro y 1.90 de altura (figura 5.8); empacado con tezontle de 4.7 mm de diámetro promedio (la elección del tamaño de partícula y caracterización del material filtrante se encuentra en el capítulo 6.1).

El agua residual sintética mezclada con el colorante se alimentará por la parte inferior del filtro empleando bombas peristálticas y se recolectará una muestra compuesta tanto del influente como del efluente.

5.4.3 Agua residual como cosustrato

Se utilizará agua residual sintética (cuya composición aparece en la tabla 5.5) para la formación de la biopelícula (puesta en marcha de los filtros) y como cosustrato, en donde la proteína vegetal hidrolizada y maltodextrina son las fuentes de carbono ya que son sustratos altamente disponibles en el mercado y bajo precio con estructuras complejas que pueden ser consideradas cercanas a la composición del agua residual municipal.

5.4.4 Parámetros de seguimiento: determinaciones analíticas

Los parámetros de respuesta de los filtros biológicos tales como demanda química de oxígeno total y disuelta (DQO_T y DQO_d), nitrógeno amoniacal ($N-NH_4$), nitrato ($N-NO_3$), fosfato ($P-PO_4$), nitrógeno Kjeldahl, sólidos suspendidos totales (SST), sólidos suspendidos volátiles (SSV) se obtendrán considerando las técnicas analíticas encontradas en APHA, AWWA y WCPF (1992). En la tabla 5.6 se presentan las técnicas analíticas que se emplearán para realizar las determinaciones mencionadas.

Adicionalmente, se realizarán perfiles de concentración de DQO, colorante, nitrógeno y fósforo a lo largo del lecho filtrante para establecer el desempeño de los filtros biológicos anaerobio y aerobio en la remoción de materia orgánica, nutrientes y colorante.

La cantidad de biomasa desprendida a causa del retrolavado será cuantificada, tres días a la semana, por medio de SSV en el agua de retrolavado. Debido a que no es posible separar la biomasa del material filtrante de una manera confiable, la concentración de biomasa adherida será cuantificada por medio de nitrógeno Kjeldahl.

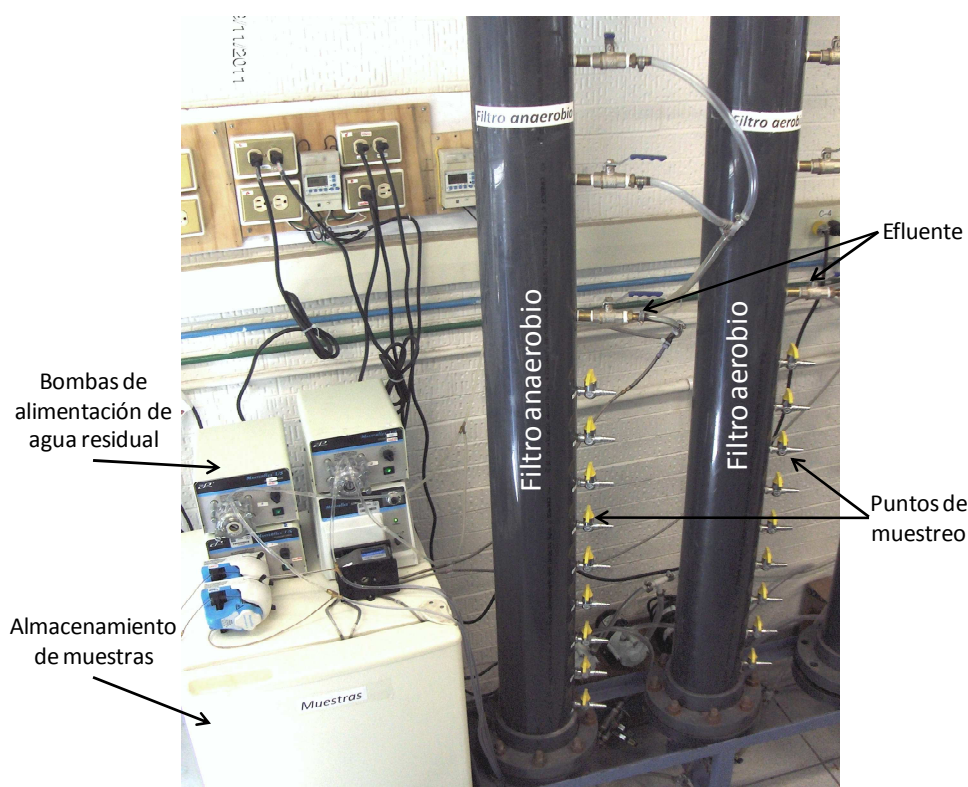


Figura 5.8 Filtro biológico anaerobio y aerobio

Tabla 5.5 Composición del agua residual sintética

| <i>Compuesto</i> | <i>Concentración (mg/l)</i> |
|--|----------------------------------|
| Maltodextrina | 62 (105 mgDQO/l) |
| Proteína vegetal hidrolizada | 310 (245 mgDQO/l) |
| (NH ₄) ₂ SO ₄ | 140 (30 como N) |
| K ₂ HPO ₄ | 56 (10 como P) |
| MgSO ₄ ·7H ₂ O | 25 |
| FeSO ₄ ·7H ₂ O | 20 |
| NaHCO ₃ | 105 (60 como CaCO ₃) |
| Solución de micronutrientes (1 ml/l): B, Zn, Cu, Mn, Mo, Co, Al, Ni (0.5 g/l) | |

Fuente: Cobos-Becerra, 2009; Kim et al, 2007; Tay et al, 2001.

Tabla 5.6 Técnicas analíticas para la determinación de los parámetros de seguimiento del sistema

| <i>Parámetro</i> | <i>Técnica Analítica</i> |
|--|---|
| Colorante azo Azul Directo 2 | Fotometría a $\lambda=580$ nm |
| Demanda química de oxígeno, DQO | Digestión por reflujo cerrado (148°C) con base en el método 5220-D de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Nitrógeno amoniacal, N-NH ₄ ⁺ | Método de destilación y titulación basado en el método 4500 NH ₃ -B y E de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Nitrato, N-NO ₃ ⁻ | Método espectrofotométrico, por reacción con 2,6-dimetilfenol a 325 nm. Norma DIN 38405-9. |
| Nitrógeno Kjeldahl | Digestión en equipo micro Kjeldahl (digestión y destilación), basado en el método 4500N-C de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Fosfato, P-PO ₄ ⁻³ | Fotometría del ácido molibdovanadofosfórico a 410 nm. Kit de Merck Spectroquant (1.14842) en un rango de 0.5 - 30 mg P-PO ₄ ⁻³ /l, basado en el método 4500P-C de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Sólidos suspendidos totales, SST | Método gravimétrico; sólidos retenidos en papel filtro de microfibras de vidrio (1.6µm), secados a 103 - 105 °C, basado en el método 2540-D de de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Sólidos suspendidos volátiles, SSV | Sólidos volátiles incinerados a 550 °C, basado en el método 2540-E de de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Temperatura | Medición directa con termómetro digital, basado en el método 2550-B de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| Oxígeno disuelto, OD | Medición directa con electrodo de membrana, basado en el método 4500-O-G de APHA, AWWA y WCPF (1992). |
| pH | Medición directa con potenciómetro, basado en el método 4500 H-B de APHA, AWWA y WCPF (1992). |

5.4.5 Cuantificación de colorantes azo y productos de degradación

La degradación del colorante Azul Directo 2 inicia con el rompimiento de los dos enlaces azo que posee produciendo dos aminas aromáticas en diferentes proporciones, la bencidina y el 4-aminobifenil, los cuales son productos de degradación típicos de los colorantes directos. Es por ello que, considerando otros estudios en donde se evalúa la degradación de colorantes directos (Işik y Sponza, 2007; Sponza e Işik, 2005) se propone que la degradación de este compuesto se llevará a cabo como se plantea en la figura 5.9.

Las técnicas de cromatografía de líquidos HPLC empleadas para la determinación de éstos compuestos y sus respectivos cromatogramas se encuentran en el anexo A1, técnicas analíticas para la cuantificación de Azul Directo 2, Bencidina y 4-aminobifenil por medio de cromatografía de líquidos HPLC.

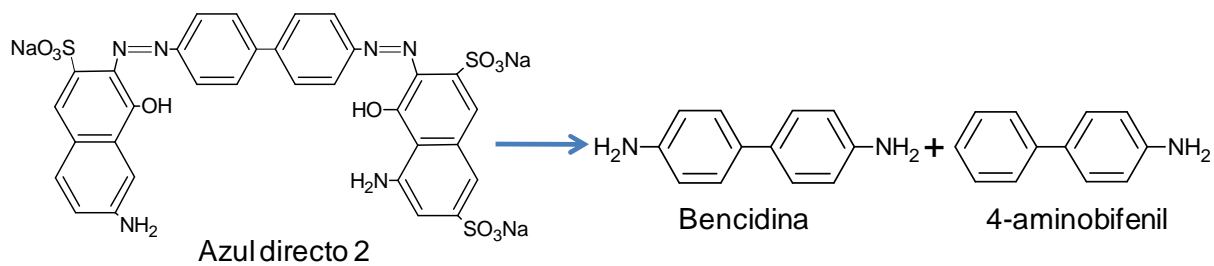


Figura 5.9 Aminas aromáticas resultantes de la degradación del Azul Directo 2

6. COMPORTAMIENTO HIDRÁULICO DE UN FILTRO BIOLÓGICO

Los procesos de biopelícula fija han demostrado ser más eficientes en la remoción de contaminantes xenobióticos que los procesos con microorganismos en suspensión. Los primeros poseen altos tiempos de retención celular para prevenir lavado de microorganismos adaptados. Sin embargo, el principal problema de esta tecnología es la obstrucción del medio filtrante cuando el biofilm se desarrolla rápidamente o durante periodos de funcionamiento largos (Escudié *et al.*, 2005). Como resultado de la formación de biopelículas, parte del volumen del reactor se vuelve inactivo convirtiéndose en "volumen muerto" cuando el líquido fluye a través de "caminos preferenciales" (Fatihah y Donelli, 2008).

La mayoría de los filtros biológicos existentes han sido diseñados empleando parámetros empíricos seleccionados para garantizar el auto-control del proceso por parte de la biomasa y, a menudo, en términos de comportamiento hidrodinámico, están limitados a las consideraciones ideales de un reactor de flujo pistón (PFR, Plug Flow Reactor) o de flujo completamente mezclado (CMFR, Complete Mixed Flow Reactor) (Fatihah y Donelli, 2008; Tembhurkar y Mhaisalkar, 2006; de Nardi *et al.*, 1999).

Aunque algunos reactores se diseñan considerando un comportamiento hidráulico ideal, en la práctica algunos son operados con la obtención de buenos resultados y otros no logran alcanzar el rendimiento esperado. Las fallas son causadas, en la mayoría de los casos, debido a la limitación de transporte de sustrato, la mezcla deficiente y cortocircuitos hidráulicos (Morgan-Sagastume *et al.*, 1997; Smith *et al.*, 1996; Swaine y Daugulis, 1988).

Los cortocircuitos hidráulicos y los patrones de mezcla afectan el comportamiento hidráulico de un reactor y su resultado puede ser la existencia de zonas de volumen muerto que disminuyen el volumen efectivo del reactor y, en consecuencia, tiempo de contacto entre sustrato y los microorganismos. La evaluación del comportamiento hidráulico de un sistema puede realizarse a través de pruebas de trazado y así cuantificar tanto las zonas muertas

como las desviaciones del flujo ideal (Morgan-Sagastume *et al.*, 1999; Smith *et al.*, 1993; Swaine y Daugulis, 1988).

Para el análisis de las curvas de respuesta obtenidas de las pruebas con trazadores pueden emplearse tres métodos: 1) determinación el tiempo de retención hidráulica promedio y la varianza por medio del área bajo la curva; 2) evaluación de los patrones de flujo por medio del ajuste de las curvas de respuesta usando modelos matemáticos (tales como modelo de tanques en serie, modelos de dispersión axial y modelos combinados, entre otros)(Levenspiel, 2002; de Nardi *et al.*, 1999; Smith, 1981) y 3) cálculo de los índices o parámetros que tienen un soporte empírico o semiempírico (Morgan-Sagastume *et al.*, 1999).

En este capítulo se presenta la evaluación del comportamiento hidráulico de un filtro biológico con y sin aireación (aerobio y anaerobio), en su etapa de puesta en marcha y operación, analizando la influencia de la aireación, del desgaste causado por el retrolavado, de la ausencia y/o presencia de la biopelícula y de la carga orgánica en los patrones de flujo por medio de pruebas de trazado y el empleo de modelos matemáticos para determinar las zonas de volumen muerto.

6.1 Caracterización del material filtrante

El material filtrante “tezontle” es una roca ígnea extrusiva de origen volcánico de color rojizo, que se seleccionó debido a su gran porosidad, rugosidad y área superficial expuesta para la adhesión de microorganismos (figura 6.1). El tamaño de poros internos del tezontle es importante para la colonización microbiana; al establecerse los microorganismos en los poros internos éstos son protegidos de los esfuerzos cortantes que se presentan dentro del reactor generados por el retrolavado.

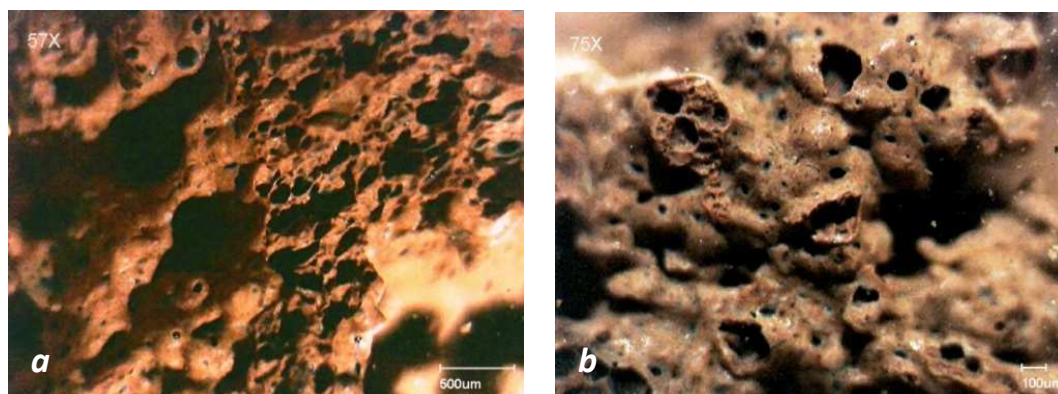


Figura 6.1 Poros del tezontle vistos en el microscopio. a) 57X y b) 75X

Se realizó un cribado de manera fina del tezontle con el fin de seleccionar dos tamaños de partícula y realizar pruebas hidráulicas para definir el tamaño adecuado como medio filtrante para la puesta en marcha de los filtros biológicos. Se seleccionaron dos tamaños de

partícula; el primero, el tamaño que pasa la malla no. 3/8" (apertura=9.5 mm, figura 6.2) y el segundo, el tamaño que pasa la malla no. 4 (apertura=4.7 mm, figura 6.3).

Una vez seleccionados los dos tamaños de partícula, los cuales fueron designados por el diámetro promedio de la abertura de la malla; 9.5 mm y 4.75 mm, se realizaron pruebas físicas para determinar su porosidad aparente, densidad aparente y real, área específica, entre otros. Los resultados obtenidos se presentan en la tabla 6.1.



Figura 6.2 Partículas de tezontle con diámetro promedio de 9.5 mm



Figura 6.3 Partículas de tezontle con diámetro promedio de 4.7 mm

Tabla 6.1 Características físicas de los dos tamaños de partícula

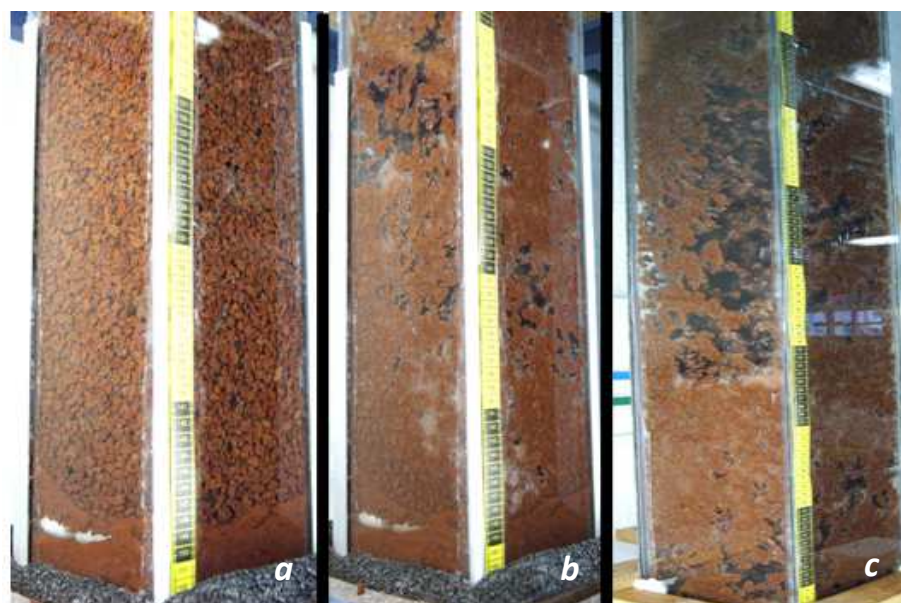
| <i>Características</i> | <i>Unidades</i> | <i>Tamaño 1</i> | <i>Tamaño 2</i> |
|------------------------|--------------------------------|-----------------|-----------------|
| Diámetro promedio | mm | 9.5 | 4.75 |
| Área específica | m ² /m ³ | 442 | 1,952 |
| Porosidad húmeda | % | 55 | 54 |
| Masa específica húmeda | kg/m ³ | 664 | 710 |
| Densidad real | kg/m ³ | 1,926 | 1,921 |
| Piedras en el reactor | pza | 31,897 | 127,688 |

6.2 Estrategia de retrolavado del filtro biológico

En la literatura existente se encuentra que la operación de retrolavado se realiza al expandir el lecho filtrante introduciendo aire a alta presión mediante difusores colocados en el fondo del filtro. Una vez expandido y sin suspender la alimentación del aire, se introduce agua para arrastrar los aglomerados de microorganismos y otras sustancias que puedan ocluir los espacios vacíos en el medio filtrante por donde fluye el agua (Osorio y Hontoria, 2001; Fitzpatrick, 1998; Humby y Fitzpatrick, 1996).

Considerando que el tezontle es un material más pesado que el agua, el mantener el lecho de tezontle suspendido con aire para realizar una operación de retrolavado convencional no es

posible; es por ello que se implementó una estrategia de retrolavado mediante pulsos de aire con el fin de mezclar homogéneamente el lecho filtrante y evitar que se formen zonas en donde pueda acumularse la biopelícula. De acuerdo con Humby y Fitzpatrick (1996) se hace pasar un pulso de aire a través del lecho filtrante, el cual expande el lecho, crea cavidades y permite colisiones entre las partículas del mismo provocando un mezclado homogéneo (figura 6.4). Como resultado del trabajo experimental se plantea una estrategia de retrolavado para cada tamaño de partícula (presentadas en la tabla 6.2).



a. Inicio de la prueba

Pulso de aire a través del medio filtrante

b. parte inferior

c. parte superior

Figura 6.4 Retrolavado por pulsos de aire del medio filtrante

Tabla 6.2 Estrategias de retrolavado por pulsos para los dos tamaños de tezontle

| <i>Partículas con $D_p = 9.5$ mm</i> | <i>Partículas con $D_p = 4.7$ mm</i> |
|---|---|
| <ul style="list-style-type: none"> ▪ Pulsos de aire ($P=40$ psi) \rightarrow 3 series, cada una con 4 pulsos (10 s entre series). ▪ Agua de lavado + una serie con 4 pulsos. ▪ Agua de lavado y aire de operación ($Q=10$ l/min) durante 2 min. <p>Tiempo de duración de retrolavado = 3 min</p> | <ul style="list-style-type: none"> ▪ Pulsos de aire ($P=40$ psi) \rightarrow 3 series, cada una con 5 pulsos (10 s entre series). ▪ Agua de lavado + una serie con 5 pulsos. ▪ Agua de lavado y aire de operación ($Q=10$ l/min) durante 2 min. <p>Tiempo de duración de retrolavado = 3 min</p> |

A través de estas pruebas se observó que, bajo una misma presión de aire, los pulsos suministrados, para los dos tamaños de partícula, logran el mezclado uniforme de los lechos filtrantes. Sin embargo, en el caso de las partículas con diámetros más pequeño se observa un lecho más compacto y por ello se decidió tener una serie de pulsos mayor que para las partículas grandes.

6.3 Pruebas de trazado SIN biopelícula

Estas pruebas tuvieron como objetivo la evaluación del comportamiento hidráulico de los filtros biológicos (con y sin aireación) en su etapa de puesta en marcha previa al establecimiento de la biopelícula en el medio filtrante y fueron realizadas en dos etapas: 1) para el medio filtrante nuevo (originalmente empacado) y 2) para el medio filtrante desgastado (después de ser sometido al desgaste a causa del retrolavado). En estas pruebas se analizó la influencia de la granulometría, del tiempo de retención hidráulica (TRH), de la aireación y del desgaste del medio filtrante en el comportamiento hidráulico de un filtro empacado. El procedimiento mediante el cual se desarrollaron estas pruebas se describe en el capítulo 5.3.1.

6.3.1 Medio filtrante nuevo

Las figuras 6.5 y 6.6 muestran el comportamiento del trazador en los dos lechos filtrantes (de 9.5 y 4.7 mm), para la primera etapa (medio nuevo), con y sin aireación. Durante las pruebas con aireación (líneas punteadas, amarillas para el medio de 9.5 mm y verdes para el medio de 4.7 mm), las curvas indican que el trazador comienza a aparecer en el efluente pocos minutos después de haber iniciado la prueba y éste llena el volumen efectivo del filtro en menos tiempo del esperado. Estas curvas poseen un comportamiento casi lineal indicando que la concentración del trazador en el efluente posee un incremento constante en el tiempo. Al disminuir el caudal de agua (mayor TRH) la pendiente de estas "curvas" disminuye.

Durante las pruebas sin aireación (líneas continuas, azules para el medio de 9.5 mm y violetas para el medio de 4.7 mm), el trazador posee un comportamiento muy diferente comparado con las pruebas con aireación. El trazador comienza a aparecer en el efluente después de varios minutos de haber iniciado la prueba mientras su concentración se incrementa lentamente y, hasta cierto tiempo, la concentración de trazador se incrementa rápidamente hasta alcanzar su máximo valor cerca del TRH esperado para el caudal más bajo y antes del TRH esperado para el caudal más alto.

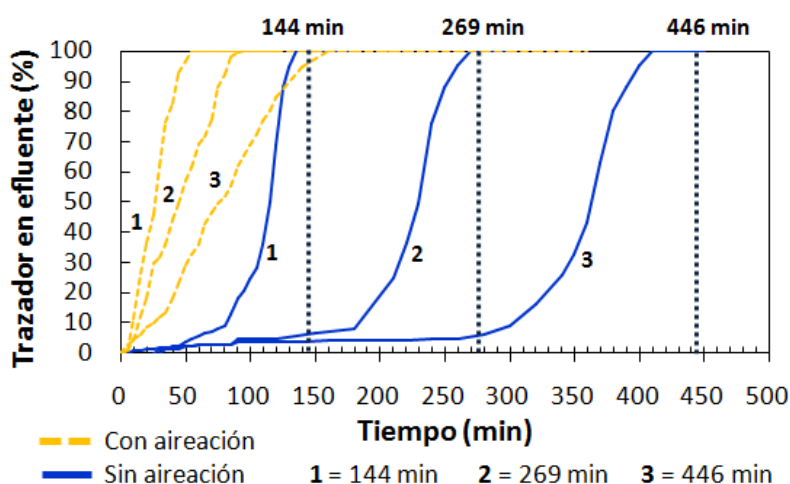


Figura 6.5 Pruebas de trazado para tezontle de 9.5 mm

Durante las pruebas sin aireación se observó la formación de canales (figuras 6.7 y 6.8) por donde el trazador fluyó con más facilidad hasta la parte superior del empaque (figura 6.9). En el medio filtrante de 4.7 mm se observaron menos canales que para el medio filtrante con partículas de 9.5 mm. En las pruebas con aireación se observó la mezcla homogénea del trazador sin la apreciación de canales (figura 6.10).

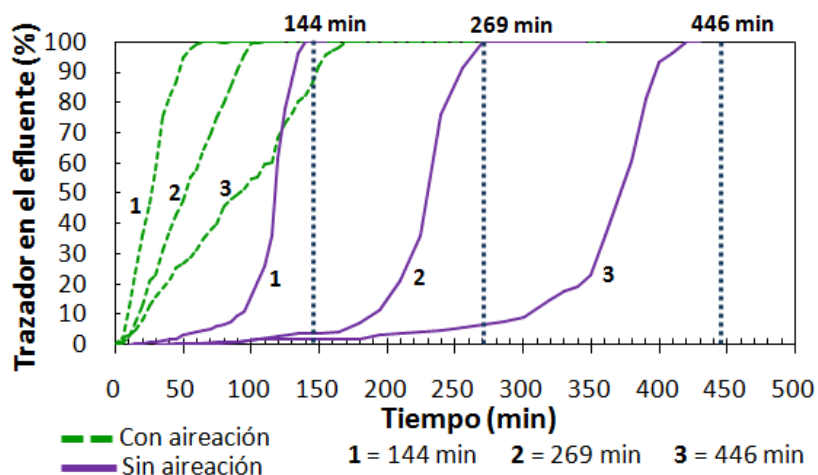


Figura 6.6 Pruebas de trazado para tezontle de 4.7 mm

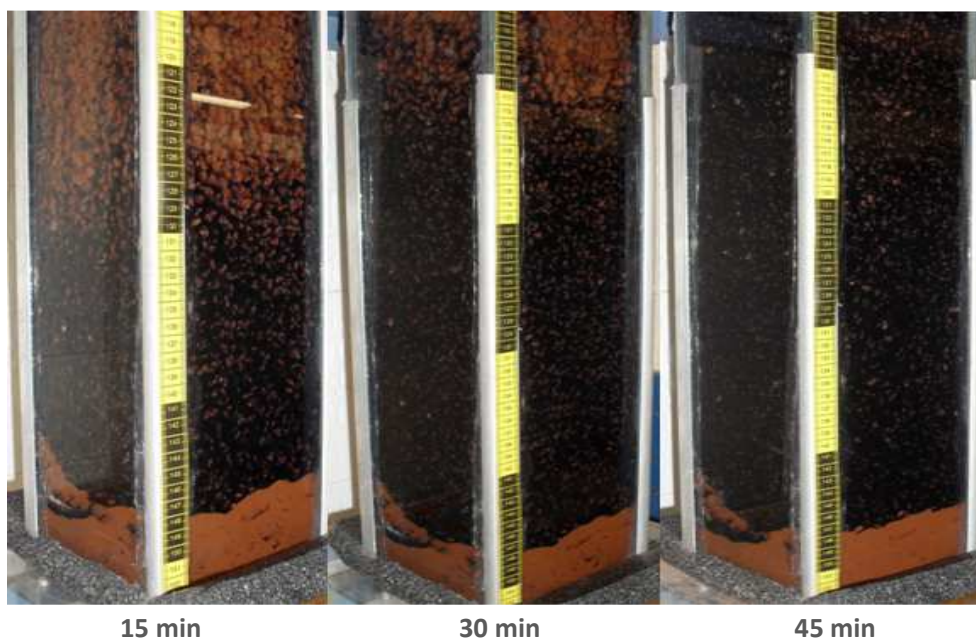


Figura 6.7 Prueba de trazado de 144 min, sin aireación, para medio filtrante de 9.5 mm (parte inferior del filtro)

Considerando que las porosidades aparentes de los medios filtrantes de 9.5 y 4.7 mm son similares (0.55 y 0.54, respectivamente) se observó que para los tres TRH la concentración de trazador en el efluente se incrementa más rápidamente en el lecho filtrante con partículas más

grandes (9.5 mm). El medio filtrante con partículas más pequeñas (4.7 mm) posee una distribución de las partículas es más uniforme observándose un lecho más compacto y la formación de canales más pequeños que ofrecen una mayor resistencia al flujo del trazador que en lecho filtrante compuesto por partículas más grandes: el trazador permanece más tiempo dentro del lecho filtrante de 4.7 mm que en el de 9.5 mm.

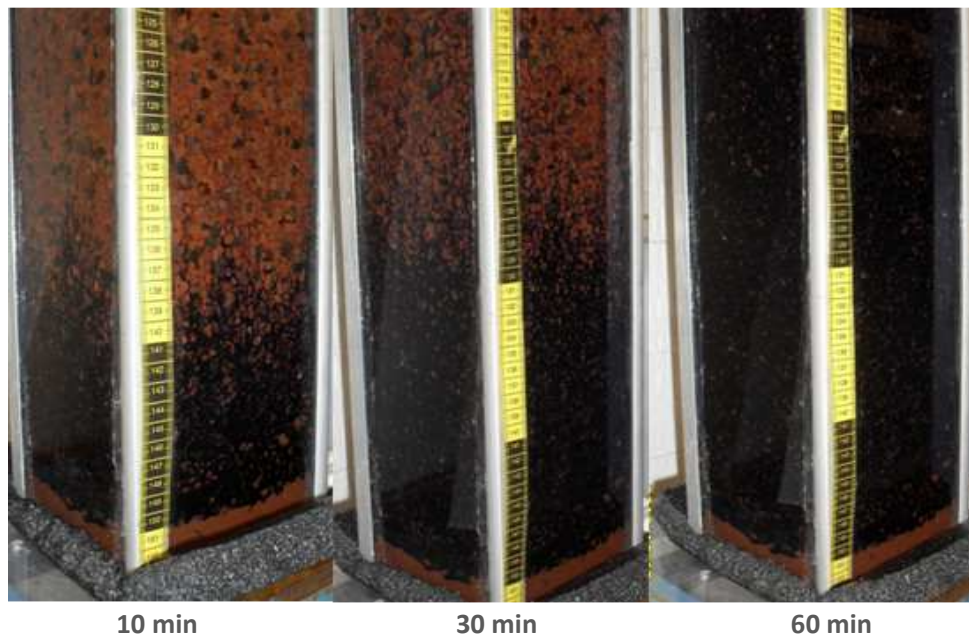


Figura 6.8 Prueba de trazado de 144 min, sin aireación, para medio filtrante de 4.7 mm (parte inferior del filtro)

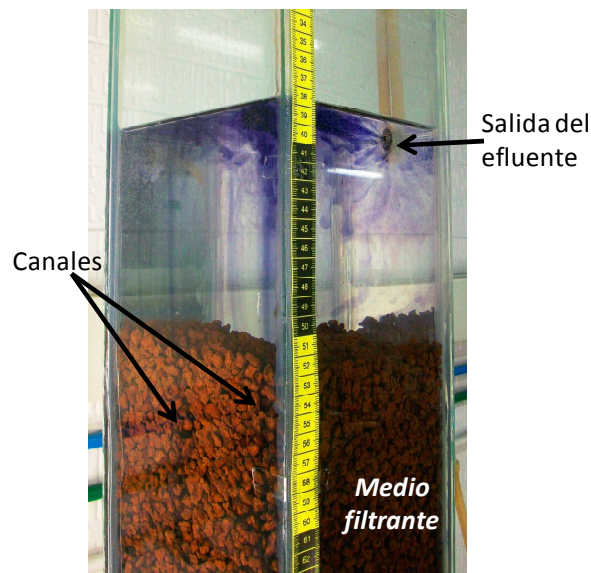


Figura 6.9 Canales formados en el medio filtrante (parte superior del filtro)

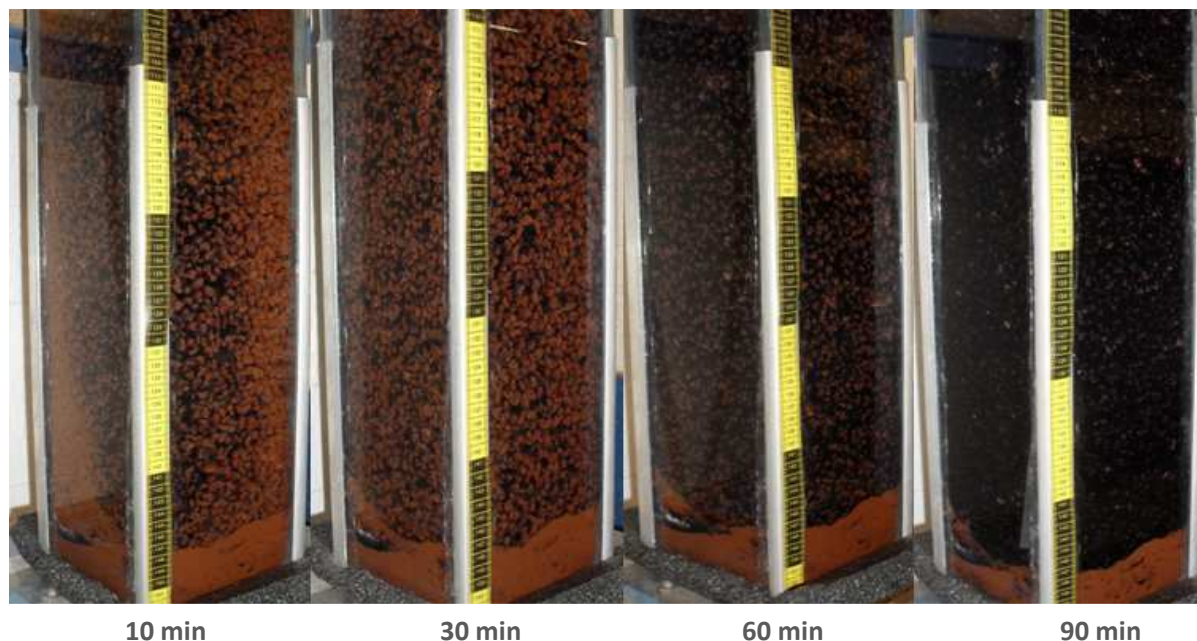


Figura 6.10 Prueba de trazado de 269 min, con aireación, para medio filtrante de 9.5 mm (parte inferior del filtro)

Al finalizar cada una de las pruebas de trazado, se realizó el procedimiento de retrolavado del medio filtrante para evitar que se mantuvieran los canales formados y así observar los patrones de flujo que se presentan durante la operación normal de un filtro biológico. El retrolavado del medio filtrante se realizó tal como se describe en el capítulo 6.2.

6.3.2 Medio filtrante desgastado

Para la segunda etapa experimental se seleccionó el medio filtrante de 4.7 mm debido a que 1) el trazador requiere más tiempo para fluir a través del lecho filtrante cuando se suministra aire, 2) Moore *et al.* (2001) y Mendoza-Espinosa y Stephenson (1999) recomiendan tamaños de partícula más pequeños ya que presentan una mayor área superficial para el desarrollo de biopelículas y 3) las apreciaciones visuales indican que el tamaño más pequeño presenta menos canales y, por lo tanto presenta menor dispersión del trazador a lo largo del medio filtrante que el tamaño grande (figura 6.11).

Para determinar la influencia del desgaste causado por el retrolavado y del caudal de aire en el comportamiento hidráulico de un filtro empacado y considerando un volumen efectivo de 15.6 l (porosidad aparente de 54 %) se ajustó el caudal de influente para alcanzar un TRH teórico de 4.5 h (269 min), el cual es común para los filtros biológicos aireados (Mendoza-Espinosa y Stephenson, 1999) y se realizaron las pruebas de trazado empleando diferentes caudales de aire (0, 2, 4, 6 y 10 l/min) después de efectuar 60 procedimientos de retrolavado.

La figura 6.12 muestra las curvas de trazado para el medio nuevo y desgastado. Durante las pruebas de trazado se observó que, para el medio desgastado, la formación de canales fue menor que para el medio nuevo. Comparando las curvas de trazado para el medio nuevo con las obtenidas para el medio filtrante después de repetidos procedimientos de retrolavado

(medio desgastado) se concluye que la erosión del medio filtrante causada por el retrolavado influye en la forma de las partículas y en los patrones de flujo. En la figura 6.13 se observa el tezontle nuevo (originalmente empacado) y el tezontle desgastado. El medio filtrante desgastado presenta bordes redondeados y partículas más pequeñas comparado con el medio nuevo.

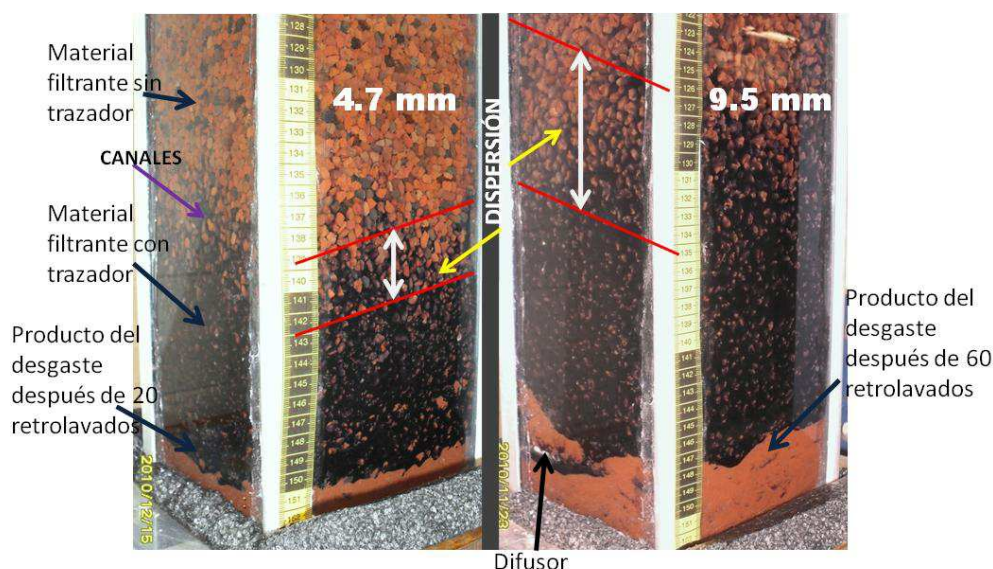


Figura 6.11 Acumulación del tezontle desgastado en el fondo del filtro debido al retrolavado

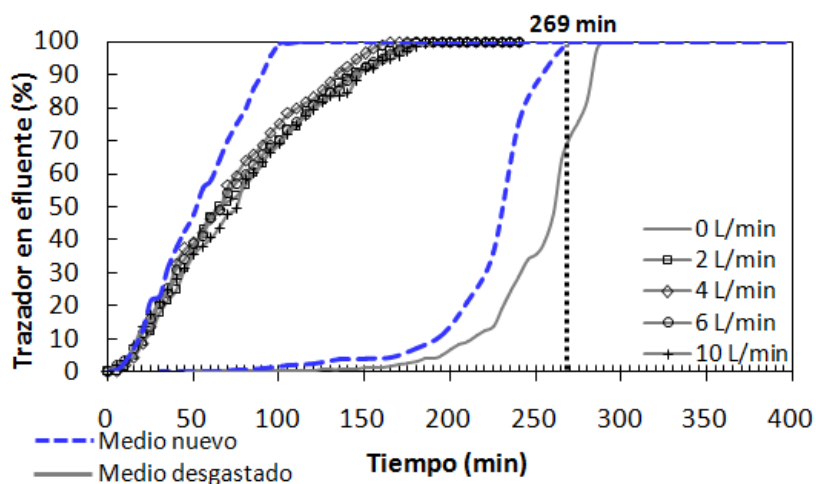


Figura 6.12 Pruebas de trazado para medio filtrante de 4.7 mm bajo diferentes caudales de aire

El trazador permanece mayor tiempo en el medio filtrante desgastado que en el medio filtrante nuevo para las dos condiciones operacionales, con y sin aireación. Bajo los diferentes caudales de aire (2 a 10 l/min) el comportamiento hidráulico del filtro es el mismo; por lo tanto, para el intervalo de caudales de aire empleado, se concluye que el caudal de aire no influye en el comportamiento hidráulico.

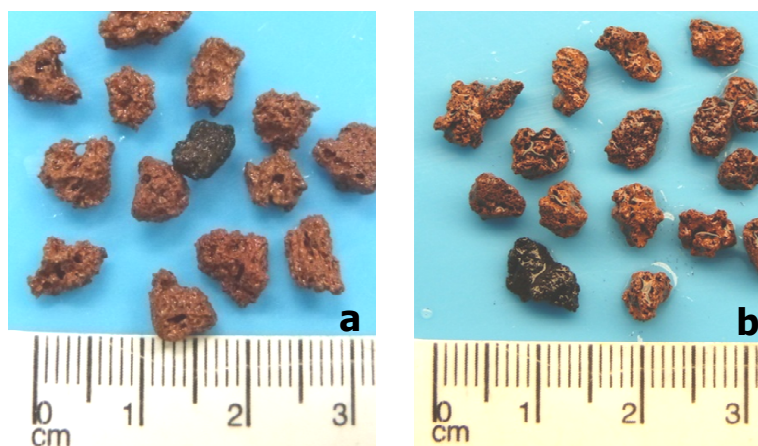


Figura 6.13 Material filtrante nuevo (a) y desgastado (b)

Las curvas de trazado, para las dos etapas experimentales, fueron analizadas usando modelos matemáticos para reactores no ideales: el Modelo de Dispersión Axial y el Modelo de Wolf y Resnick (Levenspiel, 2002; Smith, 1981; Wolf y Resnick, 1963).

6.3.3 Modelo de Dispersión Axial

Para evaluar la dispersión dentro del lecho filtrante, las curvas de trazador se ajustaron usando el Modelo de Dispersión Axial y considerando las concentraciones experimentales en el efluente y calculando t/t_0 , el volumen efectivo y el coeficiente de dispersión. El Modelo de Dispersión Axial es un modelo de un solo parámetro (el coeficiente de dispersión) y no considera las zonas de volumen muerto, sólo considera que el coeficiente de dispersión es el resultado de la distribución heterogénea del fluido a lo largo del medio filtrante (Smith, 1981).

Medio filtrante nuevo: En las figuras 6.14 y 6.15 se comparan las curvas de trazado experimentales para los dos filtros, con y sin aireación, con las curvas modeladas usando el Modelo de Dispersión Axial. Las figuras muestran las curvas modeladas y experimentales para cada TRH y para los dos tamaños de partícula (4.7 y 9.5 mm).

En las figuras 6.14 y 6.15, para las curvas experimentales, C/C_0 representa la concentración del trazador (C) en el tiempo dividida entre la concentración inicial de trazador (C_0); t es el tiempo y $t_0=V/Q$, donde V es el volumen útil medido considerando la porosidad aparente del medio filtrante y Q es el caudal. Para las curvas modeladas los valores de C/C_0 son las concentraciones de trazador experimentales (medidas en el laboratorio) y t_0 es calculado resolviendo el Modelo de Dispersión Axial para V el cual, en este caso, es el volumen útil. El volumen muerto se calcula restando el volumen útil calculado con el modelo del volumen útil determinado experimentalmente. En las figuras 6.14 y 6.15 las curvas punteadas representan el Modelo de Dispersión Axial para los coeficientes de dispersión calculados para cada TRH.

La figura 6.14 presenta las curvas experimentales y modeladas, una para cada TRH y para los dos tamaños de partícula, y las curvas teóricas (Modelo de Dispersión Axial) para el filtro con aireación. Se observa una gran diferencia entre las curvas modeladas y experimentales. El

comportamiento lineal de las curvas experimentales indica que el reemplazo del volumen de líquido en el filtro se lleva a cabo en menos tiempo que el esperado si el sistema es considerado como un reactor completamente mezclado. La tasa de dilución (distribución) es constante. Durante las observaciones experimentales el trazador aparece en el efluente pocos minutos después de haber comenzado la prueba y alcanza el valor máximo de concentración en $t/t_0=0.35$ mientras que el modelo indica que, el 50 % del trazador debe aparecer en el efluente en $t/t_0=1.0$. Las diferencias entre los datos experimentales y los modelados indican que existe una gran reducción del volumen útil del filtro y por ende un alto porcentaje de zonas muertas en el filtro con aireación. Este modelo presenta un buen ajuste de las curvas de trazado hasta $t/t_0=1.3$; después, las curvas no siguen el modelo debido a los volúmenes muertos en el filtro.

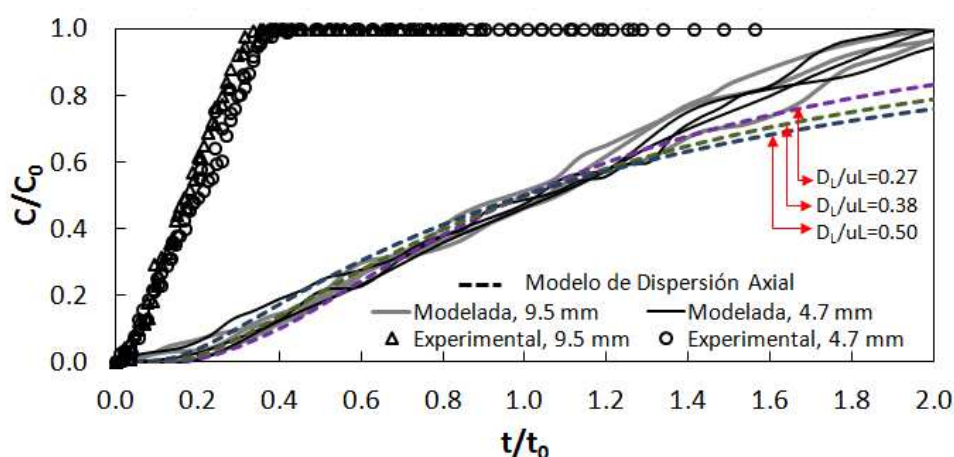


Figura 6.14 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el *filtro CON aireación* y los dos tamaños de partícula, usando el Modelo de Dispersión Axial

En la figura 6.15, para el filtro sin aireación, las curvas experimentales muestran que, para los dos tamaños de partícula, el trazador aparece en el efluente aproximadamente a $t/t_0=0.1$ y alcanza el máximo ($C/C_0=1.0$) en $t/t_0=0.9$. En contraste, el modelo indica que el trazador debería aparecer en $t/t_0=0.8$ y $t/t_0=1.1$ para la concentración máxima. Las diferencias entre las curvas obtenidas en el laboratorio (experimentales) y predichas con el modelo (modeladas) indican que el trazador comienza a salir antes de lo esperado debido a la formación de canales observados para los dos lechos filtrantes, 4.7 y 9.5 mm, lo cual indica una reducción en el volumen útil o efectivo del filtro.

Considerando que para los dos medio filtrantes (9.5 y 4.7 mm) las porosidades aparentes son similares (55 y 54 %) se observó un comportamiento hidráulico similar, con y sin aireación, para los tres TRH empleados. Con esto se concluye que la granulometría no influye en el comportamiento hidráulico de un filtro debido a que los dos lechos filtrantes poseen la misma porosidad y la misma forma irregular. Algunos autores sugieren que los medios filtrantes irregulares tienen una gran influencia en el comportamiento hidráulico debido a que puede darse una alta canalización y dispersión del fluido (Nemade *et al.*, 2010; Inglezakis *et al.*, 2001).

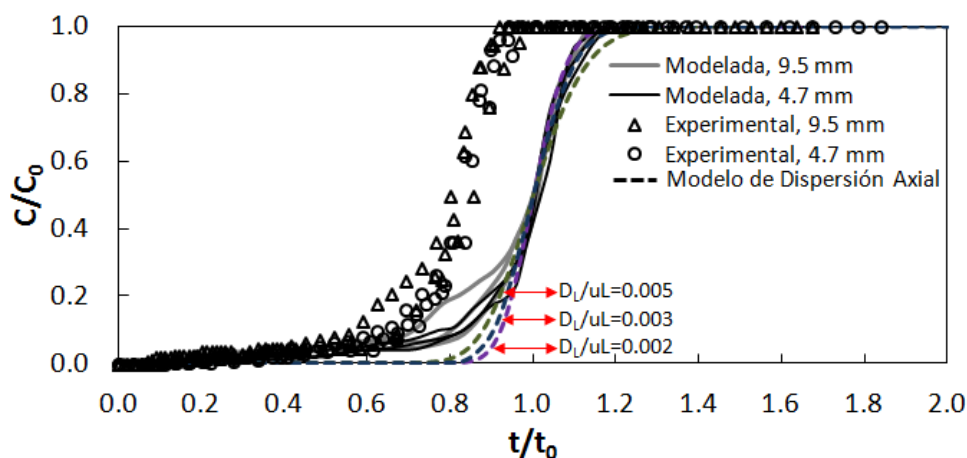


Figura 6.15 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el *filtro SIN aireación* y los dos tamaños de partícula, usando el Modelo de Dispersión Axial

En la tabla 6.3 se observa que los coeficientes de dispersión calculados para el filtro con aireación son mayores que para el filtro sin aireación. La intensa mezcla, causada por las burbujas de aire, aumenta la dispersión del trazador en el medio filtrante. El filtro con aireación presenta una mayor reducción del volumen útil en comparación con el filtro sin aireación; es decir, en el primero se presenta un mayor porcentaje de zonas muertas que en el segundo.

Tabla 6.3 Volúmenes útiles y coeficientes de dispersión para los medios filtrantes de 4.7 y 9.5 mm

| TRH Teórico (min) | Filtro SIN aireación | | | Filtro CON aireación | | |
|-------------------|----------------------|----------------------------|--------------------------|----------------------|----------------------------|--------------------------|
| | TRH Calculado (min) | Volumen útil calculado (l) | Coficiente de dispersión | TRH Calculado (min) | Volumen útil calculado (l) | Coficiente de dispersión |
| 144 | 116 | 12.2 | 0.005 | 25 | 2.7 | 0.27 |
| 269 | 230 | 13.0 | 0.003 | 46 | 2.6 | 0.38 |
| 446 | 360 | 12.6 | 0.002 | 88 | 3.1 | 0.50 |

Considerando las porosidades aparentes para cada medio filtrante, el volumen útil es de 15.6 l para el medio de tamaño 4.7 mm y 15.8 l para el medio de tamaño 9.5 mm; los volúmenes útiles calculados usando el Modelo de Dispersión Axial, para cada TRH, son menores que el determinado experimentalmente. Para el filtro con aireación, los volúmenes útiles calculados son menores comparados con aquellos calculados para el filtro sin aireación (tabla 6.3). A través de este modelo se encontró que el filtro con aireación posee un 83 % de volumen muerto mientras que para el filtro sin aireación es sólo del 22 % cuando el medio filtrante se encuentra nuevo (sin haber sufrido desgaste a causa del retrolavado).

Los coeficientes de dispersión calculados para el filtro sin aireación reflejan que posee un comportamiento cercano al de un reactor de flujo pistón. Estos coeficientes se encuentran entre 0.002 y 0.005 e indican una dispersión intermedia de acuerdo con los valores reportados

por Tembhurkar y Mhaisalkar (2006) y Tay y Show (1998). En la tabla 8.3 se observa que, para el filtro sin aireación, al aumentar el caudal (o disminuir el TRH) la dispersión aumenta. Resultados similares fueron reportados por Furman *et al.* (2005) quienes sugieren que el coeficiente de dispersión es proporcional a la velocidad de flujo. Para el filtro con aireación, a medida que aumenta el TRH o disminuye el caudal, la dispersión longitudinal, debido a la turbulencia generada por el aire, aumenta. La dispersión axial, en el caso del filtro con aireación, es influenciada significativamente por la aireación (Martinov *et al.*, 2010).

Medio filtrante desgastado: Al igual que para el medio nuevo, las curvas de trazado para el medio desgastado, para los filtros con y sin aireación, fueron ajustadas usando el Modelo de Dispersión Axial. En la figura 6.16, para el filtro con aireación, las curvas experimentales muestran que el trazador aparece en el efluente poco tiempo después de iniciar la prueba (tanto para el medio nuevo como para el desgastado) mientras que las curvas modeladas sugieren que para $t/t_0=1.0$, aproximadamente el 50 % del trazador debe aparecer en el efluente.

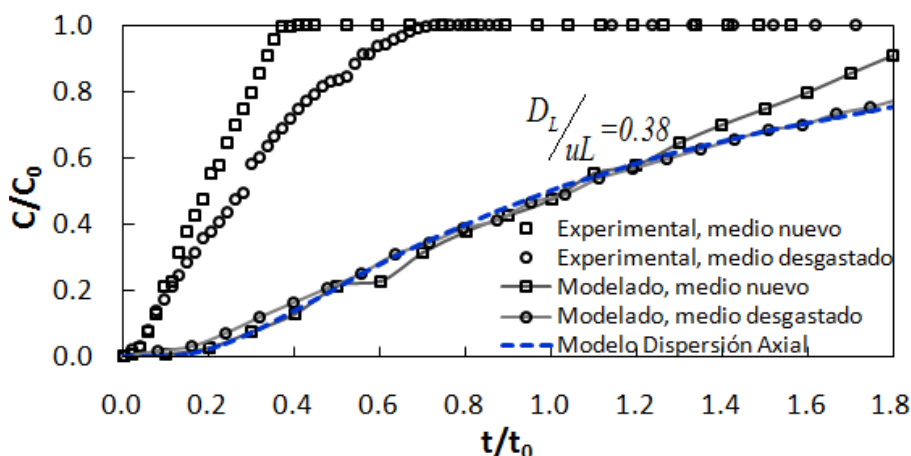


Figura 6.16 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el *filtro CON aireación*, medio nuevo y desgastado, tamaño de partícula de 4.7 mm

Para el filtro sin aireación, en la figura 6.17, se muestran las curvas experimentales y modeladas para el medio nuevo y desgastado. Por un lado, en esta figura se observa que para el medio nuevo el trazador comienza a aparecer en $t/t_0=0.4$; en contraste, con el medio desgastado, en donde el trazador aparece en $t/t_0=0.6$. Finalmente, el trazador alcanza la concentración máxima en menor tiempo para el medio nuevo que en el medio desgastado. Por otro lado, las curvas modeladas (para los dos medios filtrantes, nuevo y desgastado) sugieren que el trazador no debe aparecer en el efluente hasta que $t/t_0=0.85$ y alcanza la máxima concentración en $t/t_0=1.2$. Las diferencias entre las curvas experimentales y modeladas indican que el trazador deja el sistema en menor tiempo de lo esperado debido a la formación de canales, lo que causa una reducción en el volumen útil del filtro tanto para el medio filtrante nuevo como para el desgastado.

Los patrones de flujo del medio nuevo y desgastado son diferentes debido a que el retrolavado 1) causa el desgaste de las partículas reduciendo las aristas y convirtiéndolas en partículas con forma más regular, 2) disminuye la porosidad del medio filtrante, 3) mejora la

distribución de las partículas (Fitzpatrick, 1998) y, en consecuencia, se obtiene un flujo más homogéneo y así disminuye la presencia de zonas muertas a lo largo del lecho filtrante. Las porosidades de los medios nuevo y desgastado se determinaron experimentalmente y se encontró que la porosidad del medio nuevo (54 %) es mayor que la del medio desgastado (50 %).

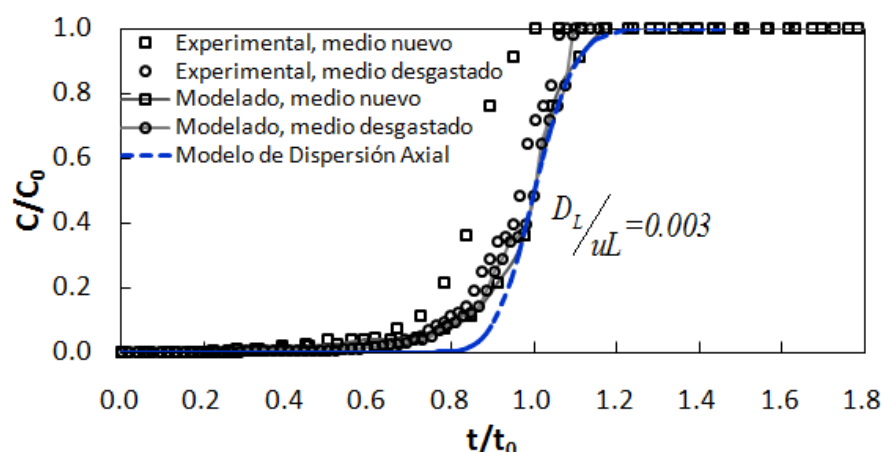


Figura 6.17 Curvas de trazado experimentales y modeladas, para el *filtro SIN aireación*, medio nuevo y desgastado, tamaño de partícula de 4.7 mm

La tabla 6.4 presenta los volúmenes útiles y los TRH determinados usando el Modelo de Dispersión Axial para el medio nuevo y el medio desgastado. Las curvas modeladas fueron obtenidas considerando el mismo coeficiente de dispersión para el medio nuevo y desgastado en cada caso (con y sin aireación). En esta tabla se aprecia que los volúmenes útiles calculados para el medio nuevo son menores que para el medio desgastado indicando que el medio desgastado posee un menor porcentaje de zonas muertas tanto para el filtro con aireación como para el filtro sin aireación.

Tabla 6.4 Volúmenes útiles y coeficientes de dispersión calculados, usando el Modelo de Dispersión Axial, para el medio nuevo y desgastado

| Parámetro | Filtro CON aireación | | Filtro SIN aireación | |
|--------------------------------|----------------------|------------------|----------------------|------------------|
| | Medio nuevo | Medio desgastado | Medio nuevo | Medio desgastado |
| TRH Calculado (min) | 46 | 63 | 230 | 260 |
| Volumen útil calculado (l) | 2.6 | 4.0 | 13 | 15 |
| Coefficiente de dispersión (-) | 0.38 | 0.38 | 0.003 | 0.003 |

El volumen útil calculado para el medio desgastado en el filtro sin aireación (15 l) es mayor que el del medio nuevo (13 l); el medio desgastado presenta solamente 4 % de volúmenes muertos comparado con el medio nuevo que presenta 22 %. Así mismo, para el filtro con aireación, se obtuvo que el volumen útil para el medio desgastado (4 l) es mayor que para el medio nuevo (2.6 l); el medio desgastado presenta un menor porcentaje de zonas muertas (74 %) comparado con el medio nuevo (83 %).

6.3.4 Modelo de Wolf y Resnick

Medio filtrante nuevo: Las figuras 6.18 y 6.19 muestran que el Modelo de Wolf y Resnick presenta un mejor ajuste a los datos experimentales comparado con el ajuste del Modelo de Dispersión Axial (figuras 6.14 y 6.15). El Modelo de Wolf y Resnick considera que un sistema real posee un comportamiento hidráulico combinado entre flujo pistón y completamente mezclado que presenta la influencia de zonas de volumen muerto (Wolf y Resnick, 1963). A diferencia del Modelo de Wolf y Resnick, el Modelo de Dispersión Axial no considera la influencia de las zonas muertas en el comportamiento hidráulico.

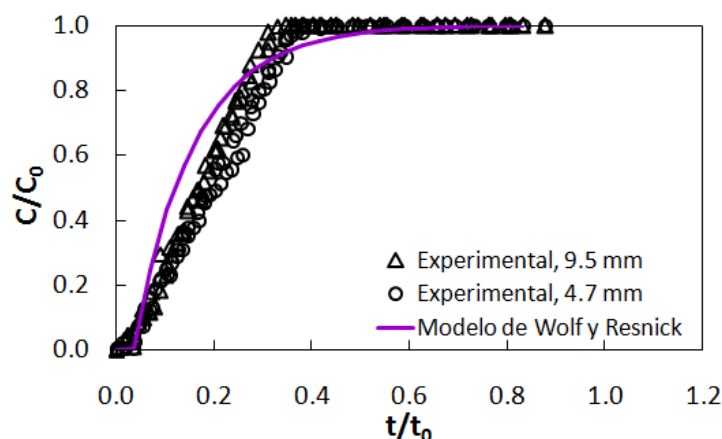


Figura 6.18 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para *filtro CON aireación*

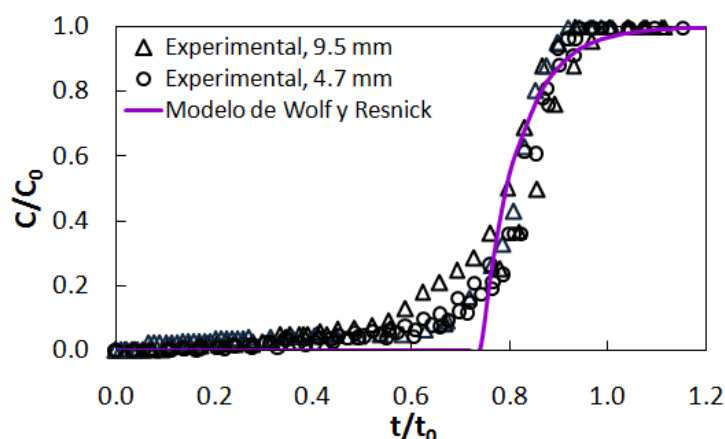


Figura 6.19 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para *filtro SIN aireación*

Empleando el modelo desarrollado por Wolf y Resnick (1963) se pueden determinar las fracciones de flujo pistón y de mezcla completa así como el porcentaje de zonas muertas. En la tabla 6.5 se encuentran las fracciones de flujo calculadas a través de este modelo así como la ecuación que describe el comportamiento hidráulico del filtro, con y sin aire, para los dos tamaños de partícula cuando el medio filtrante es nuevo. En esta tabla se muestra que el filtro sin aireación posee un comportamiento predominantemente de flujo pistón mientras que el

filtro con aireación posee un comportamiento mayormente de flujo de mezcla completa con un alto porcentaje de zonas muertas. La fracción de volúmenes muertos calculada para el filtro con aireación es 84 % y para el filtro sin aireación es 20 %.

Al inicio de la experimentación se considero que el desplazamiento de líquido causado por el aire, el volumen que ocupan las burbujas de aire en el lecho filtrante, era la principal causa del volumen muerto en el filtro con aireación. Para comprobar esto, se realizó la medición del desplazamiento de líquido debido al aire llenando el filtro con agua potable y manteniendo el suministro de aire durante 10 min. Seguidamente se detuvo la aireación y el líquido remanente en el lecho filtrante fue drenado y medido. El volumen que ocupa el aire fue calculado mediante la resta del volumen útil del filtro y el volumen remanente en el filtro.

Tabla 6.5 Comportamiento hidráulico de los filtros con y sin aireación para los medios filtrantes de 4.7 y 9.5 mm (medio nuevo)

| Tipo de filtro | Tamaño de partícula | Flujo pistón (P) (%) | Flujo de mezcla completa (M) (%) | Volumen muerto (m) (%) | Comportamiento hidráulico (Modelo matemático) |
|----------------|---------------------|----------------------|----------------------------------|------------------------|---|
| Con aireación | 9.5 mm | 3 | 12 | 84 | $C/C_0 = 1 - EXP[-8.03(t/t_0 - 0.034)]$ |
| | 4.7 mm | 3 | 14 | 83 | $C/C_0 = 1 - EXP[-7.17(t/t_0 - 0.026)]$ |
| Sin aireación | 9.5 mm | 72 | 8 | 20 | $C/C_0 = 1 - EXP[-13(t/t_0 - 0.722)]$ |
| | 4.7 mm | 74 | 7 | 19 | $C/C_0 = 1 - EXP[-13.35(t/t_0 - 0.743)]$ |

El volumen ocupado por el aire en el filtro, para el lecho filtrante de 4.7 mm, representa solo el 6 % del volumen útil y el 8 % en el medio filtrante de 9.5 mm. Estos valores indican que el desplazamiento del líquido debido a las burbujas de aire no es la causa principal de la pérdida de volumen en el filtro. La turbulencia causada por las burbujas de aire generan canales preferenciales de flujo y de acuerdo con los resultados, el flujo preferencial del líquido causa una reducción en el volumen útil del filtro debido a la formación de canales.

Medio filtrante desgastado: Al realizar las pruebas de trazado con el tamaño de partícula de 4.7 mm y después de 60 procedimientos de retrolavado (lecho filtrante con medio desgastado) se observó que para el intervalo de caudales empleado, el comportamiento hidráulico no difiere significativamente. Se empleó el Modelo de Wolf y Resnick para calcular las fracciones de flujo y zonas muertas para el medio filtrante desgastado y analizar la influencia del desgaste en el comportamiento hidráulico del filtro con y sin aire.

Las figuras 6.20 y 6.21 comparan las curvas de trazado experimentales junto con el Modelo de Wolf y Resnick tanto para el medio nuevo como para el medio desgastado para un TRH de 269 min. En la figura 6.21 se observa que el comportamiento hidráulico del filtro, bajo los diferentes caudales de aire (2 a 10 l/min), no difiere significativamente entre ellos. Al observar estas figuras se puede concluir que el trazador permanece mayor tiempo en el filtro con medio filtrante desgastado que en el medio filtrante nuevo.

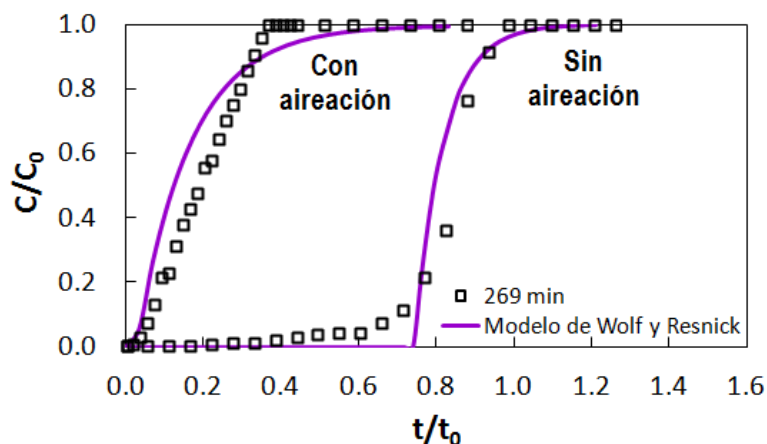


Figura 6.20 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para el medio filtrante nuevo

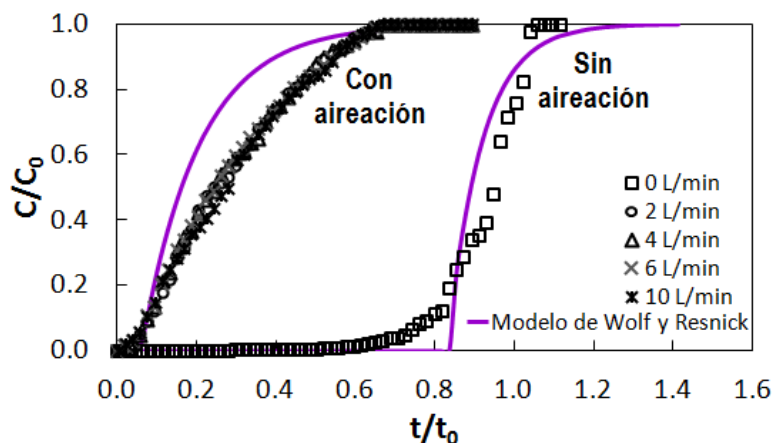


Figura 6.21 Curvas de trazado ajustadas al Modelo de Wolf y Resnick para el medio filtrante desgastado

La tabla 6.6 presenta las fracciones de flujo y el porcentaje de volúmenes muertos, calculados usando el Modelo de Wolf y Resnick, para el medio filtrante desgastado. Considerando los valores reportados en la tabla 6.5 para el medio nuevo (con tamaño de partícula de 4.7 mm), y los reportados en la tabla 6.6 para el medio desgastado se observa que el filtro con aireación y medio nuevo presenta un porcentaje de volumen muerto mayor (83 %) que para el medio desgastado (19 %).

Las zonas muertas que presenta el filtro con aireación, empacado con el medio nuevo, resultan de la distribución irregular de las partículas en el lecho filtrante. Estas zonas muertas son menores en el medio filtrante desgastado debido a que el retrolavado provoca el desgaste de las partículas y se obtienen, por tanto, partículas con formas más regulares y una distribución más homogénea de éstas dentro del filtro. La porosidad aparente del lecho filtrante disminuye y la distribución del flujo es más uniforme. El filtro sin aireación, con medio desgastado, presenta menor porcentaje de zonas de volumen muerto (8 %) comparado con el filtro con aireación (79 %).

Tabla 6.6 Comportamiento hidráulico de los filtros con y sin aireación empacados con el medio filtrante desgastado (4.7 mm)

| Tamaño de partícula | Tipo de filtro | Flujo de pistón (%) | Flujo de mezcla completa (%) | Zonas muertas (%) | Modelo matemático del comportamiento hidráulico |
|---------------------|----------------|---------------------|------------------------------|-------------------|---|
| 4.7 mm | Con aireación | 6 | 15 | 79 | $C/C_0 = 1 - EXP[-8.03(t/t_0 - 0.034)]$ |
| | Sin aireación | 83 | 9 | 8 | $C/C_0 = 1 - EXP[-7.17(t/t_0 - 0.026)]$ |

El volumen muerto determinado para el filtro sin aireación es el resultado de la formación de canales que causan una disminución del volumen útil del filtro (figura 6.11). En el caso del filtro con aireación se debe a la gran turbulencia que provoca el aire en el medio filtrante. Cuando el medio filtrante es nuevo la porosidad aparente es mayor y las burbujas de aire que pasan a través de los espacios vacíos del lecho filtrante son de mayor tamaño causando una mezcla no homogénea (figura 6.22). Al disminuir la porosidad, a causa del retrolavado, los espacios vacíos entre partículas también disminuyen y como resultado se tienen burbujas más pequeñas que proporcionan una mejor distribución del fluido a lo largo del lecho filtrante.



Figura 6.22 Burbujas de aire retenidas entre los espacios vacíos del medio filtrante nuevo, tamaño de partícula 4.7 mm

6.4 Pruebas de trazado CON biopelícula

La influencia de la carga orgánica y el establecimiento y crecimiento de la biopelícula en el comportamiento hidráulico de dos filtros biológicos, uno aerobio y otro anaerobio empacados

con tezontle de 4.7 mm, se determinó a través de pruebas de trazado para cada una de las cargas orgánicas, de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, bajo las cuales se operaron los dos filtros.

Las curvas de trazado obtenidas se analizaron empleando los modelos de Dispersión Axial (Levenspiel, 2002; Smith, 1981) y de Wolf y Resnick (Wolf y Resnick, 1963) para determinar los coeficientes de dispersión y zonas de volumen muerto para cada una de las cargas orgánicas.

6.4.1 Filtro biológico aerobio

En la figura 6.23 se presentan las curvas de trazado experimentales, para el filtro aerobio, cuando el medio está recubierto de biopelícula con las curvas para los medios nuevo y desgastado sin biopelícula. De acuerdo con la figura 6.23 el crecimiento de la biopelícula influencia los patrones de flujo, ya que, al comparar las curvas de los medios sin biopelícula con el medio con biopelícula bajo diferentes cargas orgánicas se observa un comportamiento totalmente diferente entre ellos. Sin embargo, bajo las tres cargas orgánicas empleadas el comportamiento hidráulico es el mismo.

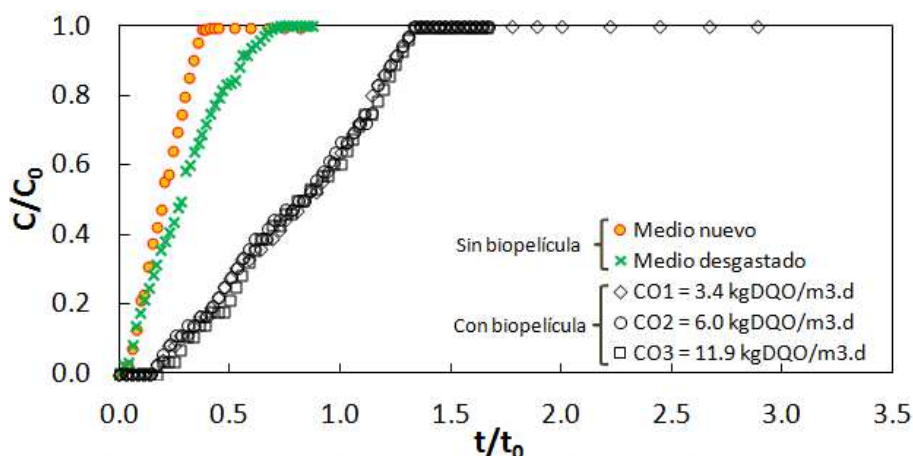


Figura 6.23 Curvas de trazado experimentales para el filtro biológico aerobio. Medios con y sin biopelícula

La figura 6.23 muestra que, para las tres cargas orgánicas, al cumplirse el TRH en $t/t_0=1.0$ solo el 60 % del trazador ha dejado el filtro, lo cual se debe a que el trazador pudo adsorberse en la biopelícula. Se determinó que al aumentar la carga orgánica el trazador presenta una mayor adsorción en la biopelícula. Los porcentajes de absorción fueron 14, 16 y 17 % para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, respectivamente.

En la figura 6.24 se presentan las curvas modeladas para cada uno de los casos empleando el Modelo de Dispersión Axial. El comportamiento hidráulico experimental del filtro bajo las tres cargas orgánicas se acerca más al predicho con el modelo (curvas modeladas para cada carga orgánica) comparado con el de las curvas experimentales y modeladas para el medio filtrante que aún no ha sido colonizado por la biopelícula. Considerando que el comportamiento hidráulico del filtro aireado bajo las tres cargas orgánicas es similar, se determinó que el coeficiente de dispersión para las tres cargas orgánicas es el mismo,

$D_L/uL=0.38$. Similares valores han sido reportados por Morgan-Sagastume y Noyola (2008) quienes determinaron coeficientes de dispersión para un filtro aireado, empacado con tezontle, de 0.32 cuando el medio aun no ha sido colonizado y de 0.30 para el medio con biomasa adherida; por lo tanto este parámetro no varía significativamente una vez que se establece la biopelícula.

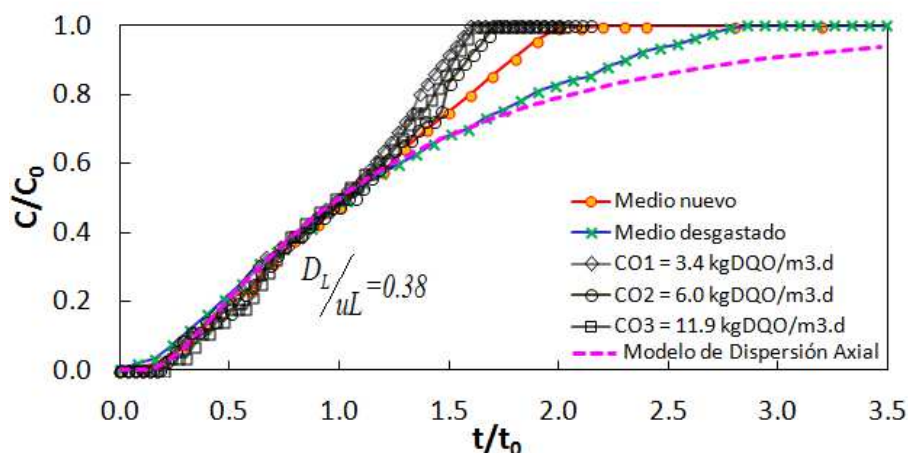


Figura 6.24 Curvas de trazado modeladas usando el Modelo de Dispersión Axial

Se observó que, a medida aumenta la carga orgánica, los patrones de flujo no son afectados por el crecimiento de la biopelícula debido a que 1) el procedimiento de retrolavado se realiza diariamente manteniendo el grosor de la biopelícula constante y 2) al aumentar la carga orgánica no se observa una disminución significativa de la porosidad aparente del lecho filtrante. Las porosidades aparentes fueron 48, 47 y 45 % para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³.d, respectivamente. Fatihah y Donelly (2008) sugieren que la porosidad del lecho filtrante de un filtro biológico aireado resulta del balance entre la acumulación de biomasa sobre el medio filtrante y los esfuerzos cortantes que ejerce el aire a través del lecho filtrante que causa el desprendimiento de la biopelícula en exceso.

A través del Modelo de Dispersión Axial se calcularon los volúmenes muertos para cada una de las cargas orgánicas y se encontró que, comparado con el medio nuevo y desgastado, que poseen 83 y 22 % de volúmenes muertos, respectivamente, el medio recubierto de biopelícula posee entre 20 y 19 % de volúmenes muertos.

En la figura 6.25 se muestran las curvas de trazado experimentales y la curva ajustada con el Modelo de Wolf y Resnick. En esta figura se observa, por un lado que, las curvas experimentales muestran que en $t/t_0=1.0$ aproximadamente el 60 % del trazador ha salido del filtro y a un tiempo $t/t_0=1.3$ alcanza la máxima concentración. Por otro lado, el modelo sugiere que en $t/t_0=1.0$ aproximadamente el 80 % del trazador ha salido del filtro y lentamente alcanza la concentración máxima. Se observó un comportamiento hidráulico similar para las tres cargas orgánicas tal como lo demuestran las curvas experimentales y las expresiones matemáticas determinadas para cada carga orgánica (tabla 6.7).

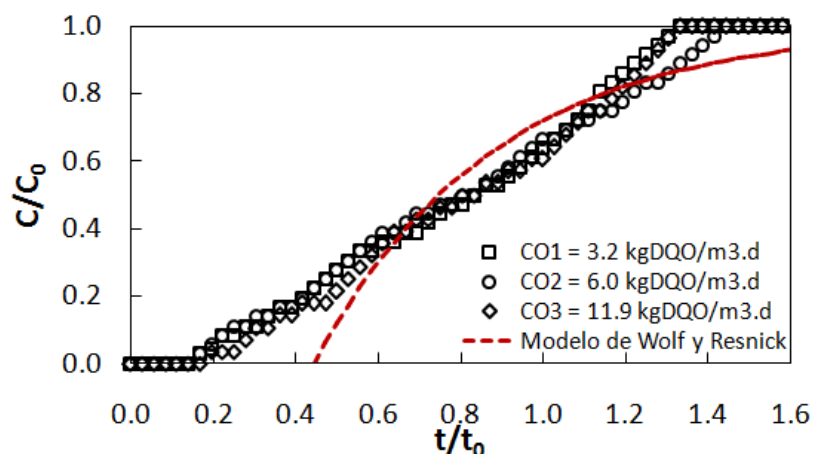


Figura 6.25 Curvas de trazado experimentales y ajustadas con el Modelo de Wolf y Resnick para el *filtro aerobio*

En la tabla 6.7 se presentan las fracciones de flujo y de volúmenes muertos calculadas a través del Modelo de Wolf y Resnick y se observa que, para las tres cargas orgánicas, el filtro aerobio se comporta predominantemente como un reactor de mezcla completa y que, al igual que con el Modelo de Dispersión Axial, los volúmenes muertos disminuyen ligeramente al incrementar la carga orgánica.

Tabla 6.7 Comportamiento hidráulico del *filtro aerobio* determinado usando el Modelo de Wolf y Resnick

| <i>Carga orgánica (kgDQO/m³.d)</i> | <i>Flujo de pistón (%)</i> | <i>Flujo de mezcla completa (%)</i> | <i>Zonas muertas (%)</i> | <i>Modelo matemático del comportamiento hidráulico</i> |
|------------------------------------|----------------------------|-------------------------------------|--------------------------|--|
| 3.4 | 33 | 44 | 23 | $C/C_0 = 1 - \text{EXP}[-2.29(t/t_0 - 0.433)]$ |
| 6.0 | 38 | 42 | 20 | $C/C_0 = 1 - \text{EXP}[-2.29(t/t_0 - 0.444)]$ |
| 11.9 | 40 | 41 | 19 | $C/C_0 = 1 - \text{EXP}[-2.51(t/t_0 - 0.437)]$ |

6.4.2 Filtro biológico anaerobio

En la figura 6.26 se presentan las curvas de trazado experimentales obtenidas, para el filtro anaerobio, bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³.d, comparadas con las curvas de trazado obtenidas para el medio nuevo y desgastado (antes de ser colonizado por la biopelícula). Los patrones de flujo del filtro anaerobio cambian al desarrollarse la biopelícula en su medio filtrante comparados con los patrones de flujo cuando el medio está limpio. El trazador permanece mayor tiempo en el medio filtrante colonizado que en el medio filtrante limpio. Para las tres cargas orgánicas, al cumplirse el TRH en $t/t_0=1.0$ para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³.d solo el 30, 40 y 60 % del trazador, respectivamente, ha dejado el filtro.

Se observó que a medida aumenta la carga orgánica los patrones de flujo son alterados por el crecimiento de la biopelícula debido a que disminuye la porosidad aparente del medio filtrante. Las porosidades aparentes determinadas fueron 43, 42 y 37 % para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d; respectivamente. Se determinó que al aumentar la carga orgánica el trazador presenta una mayor adsorción en la biopelícula. Los porcentajes de adsorción resultantes son 19, 23 y 24 % para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, respectivamente.

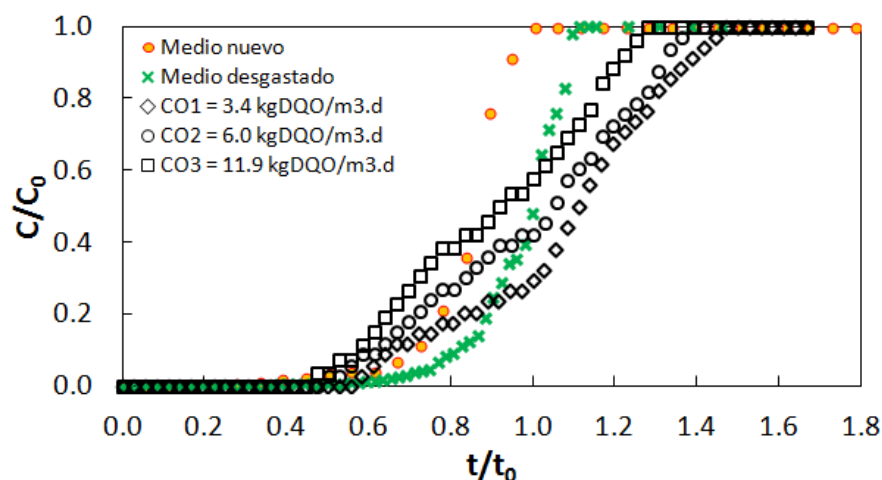


Figura 6.26 Curvas de trazado experimentales para el filtro anaerobio

A través del Modelo de Dispersión Axial se calcularon los coeficientes de dispersión (D_L/uL) para cada una de las cargas orgánicas. En la figura 6.27 se presentan las curvas de trazado ajustadas al Modelo de Dispersión Axial y las curvas correspondientes al Modelo mismo. Se observa que a medida que se incrementa la carga orgánica aumenta la dispersión a lo largo del medio filtrante. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se obtuvieron coeficientes de dispersión de 0.020, 0.025 y 0.072; respectivamente. La dispersión axial en el medio filtrante limpio es menor ($D_L/uL=0.003$) comparada con la obtenida cuando el medio ha sido cubierto por la biopelícula. Los volúmenes muertos aumentan a medida que se incrementa la carga orgánica; para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se obtuvieron volúmenes muertos del 2, 3 y 11 %; respectivamente.

En la figura 6.28 se muestran las curvas de trazado experimentales y las curvas ajustadas con el Modelo de Wolf y Resnick para cada una de las cargas orgánicas. Las curvas ajustadas presentan ligeras diferencias entre sí debido a que el comportamiento hidráulico entre cada una de las cargas hidráulicas es diferente. En la tabla 6.9 se presentan las expresiones matemáticas determinadas mediante este modelo para cada una de las cargas orgánicas.

En la tabla 6.8 se presentan las fracciones de flujo y de volúmenes muertos calculados a través del Modelo de Wolf y Resnick y se observa que, para las tres cargas orgánicas, el filtro anaerobio se comporta predominantemente como un reactor de flujo pistón y que, al igual que con el Modelo de Dispersión Axial, los volúmenes muertos aumentan al incrementar la carga orgánica.

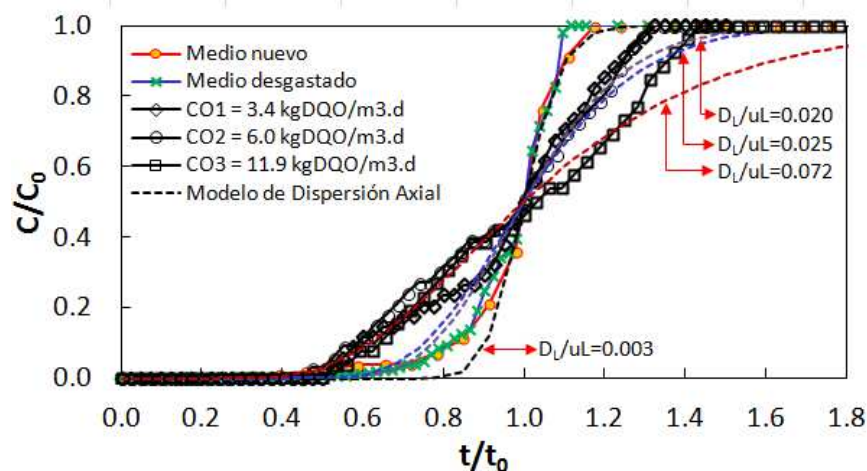


Figura 6.27 Curvas de trazado modeladas con el Modelo de Dispersión Axial

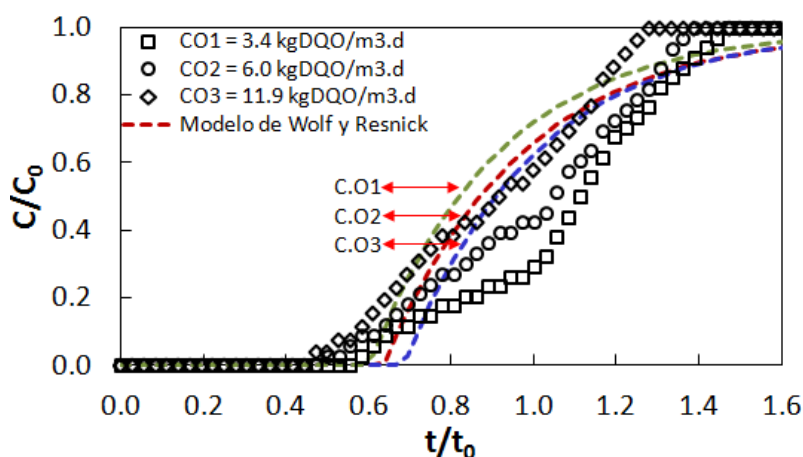


Figura 6.28 Curvas de trazado experimentales y modeladas con el Modelo de Wolf y Resnick para el *filtro anaerobio*

Tabla 6.8 Comportamiento hidráulico del *filtro anaerobio* determinado usando el Modelo de Wolf y Resnick

| Carga orgánica (kgDQO/m ³ .d) | Flujo de pistón (%) | Flujo de mezcla completa (%) | Zonas muertas (%) | Modelo matemático del comportamiento hidráulico |
|--|---------------------|------------------------------|-------------------|---|
| 3.4 | 66 | 32 | 2 | $C/C_0 = 1 - EXP[-3.11(t/t_0 - 0.685)]$ |
| 6.0 | 64 | 34 | 3 | $C/C_0 = 1 - EXP[-2.95(t/t_0 - 0.636)]$ |
| 11.9 | 58 | 31 | 10 | $C/C_0 = 1 - EXP[-3.18(t/t_0 - 0.601)]$ |

6.5 Comparación de los resultados de las pruebas con y sin biopelícula

Al realizar la comparación de las curvas de trazado obtenidas en el filtro de sección transversal cuadrada empleado para las pruebas de trazado sin biopelícula con las curvas de trazado con biopelícula obtenidas en el filtro de sección transversal circular pudo observarse que la geometría no afectó los patrones de flujo en los filtros debido a que se efectuaban procedimientos de retrolavado que evitan la repetición de patrones de flujo y distribuyen las partículas del medio filtrante uniformemente a través del filtro.

6.5.1 Filtro biológico aerobio

Al comparar los cálculos realizados con el Modelo de Dispersión Axial y el Modelo de Wolf y Resnick, se encontraron valores similares correspondientes a los volúmenes muertos para cada carga orgánica. En la tabla 6.9 se presenta la comparación de los valores estimados empleando los dos modelos matemáticos. Así mismo, se comparan las zonas muertas, estimadas para cada una de las cargas orgánicas, con las estimadas para los medios aun no colonizados (nuevo y desgastado); se observa que el desgaste reduce notablemente la presencia de zonas muertas en el filtro aerobio y que, al ser colonizado el medio filtrante las zonas muertas no aumentan significativamente al incrementar la carga orgánica. Cabe destacar que el medio filtrante recubierto con biopelícula es un medio desgastado debido a que, en los filtros biológicos la operación de retrolavado se continuó realizando diariamente.

Tabla 6.9 Comparación de los volúmenes muertos calculados con los Modelos de Dispersión Axial y Wolf y Resnick para el *filtro aerobio*.

| Tipo de Medio | Carga orgánica (kgDQO/m ³ .d) | Porosidad (ε) % | Zonas muertas (%) | |
|---------------|--|-----------------|----------------------------|--------------------------|
| | | | Modelo de Dispersión Axial | Modelo de Wolf y Resnick |
| Nuevo | --- | 54 | 83 | 83 |
| Desgastado | --- | 50 | 74 | 79 |
| Colonizado | 3.4 | 48 | 20 | 23 |
| | 6.0 | 47 | 19 | 20 |
| | 11.9 | 45 | 19 | 19 |

A medida que aumentó la carga orgánica, aumenta el engrosamiento de la biopelícula causando la disminución de la porosidad del medio filtrante y una distribución más homogénea del aire a través del lecho filtrante lo cual causa una mezcla más uniforme. Tal como lo sugieren Smith *et al.* (1996), al disminuir la porosidad aparente del medio filtrante, el movimiento de las burbujas es restringido haciendo que sean más pequeñas y teniendo una mezcla más homogénea. En los lugares donde el flujo de las burbujas no está restringido éstas causan turbulencia y pueden formarse zonas de mezcla incompleta.

Considerando la disminución de la porosidad al aumentar la carga orgánica y el desarrollo de la biopelícula se observó que el desempeño del filtro aerobio, tanto en la degradación del colorante Azul Directo 2 como en la remoción de DQO, no fue afectado por los diferentes patrones de flujo obtenidos bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³.d; tal

como se menciona en el capítulo 8.1.2 la remoción de colorante aumentó al incrementar la carga orgánica.

6.5.2 Filtro biológico anaerobio

En la tabla 6.10 se presenta la comparación de los valores estimados empleando los dos modelos matemáticos. Así mismo, se comparan las zonas muertas estimadas para cada una de las cargas orgánicas con las estimadas para los medios aun no colonizados (nuevo y desgastado); se observa que el desgaste reduce notablemente la presencia de zonas muertas en el filtro anaerobio y que, al ser colonizado el medio filtrante desgastado las zonas muertas no aumentan significativamente al incrementar la carga orgánica con respecto al medio desgastado sin biopelícula.

Se observó que a medida aumenta la carga orgánica los patrones de flujo son alterados por el crecimiento de la biopelícula debido a que disminuye la porosidad aparente del medio filtrante. Las porosidades aparentes determinadas fueron 43, 42 y 37 % para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, respectivamente. También se observa que al disminuir la porosidad aparente aumenta la dispersión a lo largo del medio filtrante debido a que se propicia la formación de canales de flujo preferencial que propician la presencia de zonas muertas en el filtro anaerobio.

Tabla 6.10 Comparación de los volúmenes muertos calculados con los Modelos de Dispersión Axial y Wolf y Resnick para el *filtro anaerobio*.

| Tipo de Medio | Carga orgánica (kgDQO/m ³ ·d) | Porosidad (ε) % | Coeficiente de dispersión D ₁ /uL | Zonas muertas (%) | |
|---------------|--|-----------------|--|----------------------------|--------------------------|
| | | | | Modelo de Dispersión Axial | Modelo de Wolf y Resnick |
| Nuevo | --- | 54 | 0.003 | 22 | 19 |
| Desgastado | --- | 50 | 0.003 | 4 | 8 |
| | 3.4 | 43 | 0.020 | 2 | 2 |
| Colonizado | 6.0 | 42 | 0.025 | 3 | 3 |
| | 11.9 | 37 | 0.072 | 11 | 10 |

Finalmente se concluye que, a medida que aumenta la carga orgánica, aumenta el engrosamiento de la biopelícula causando la disminución de la porosidad del medio filtrante y el aumento de la dispersión axial en el filtro anaerobio; estos resultados están acordes con los reportados por Show y Tay (1999) quienes encontraron que al disminuir la porosidad aparente en el lecho filtrante los volúmenes muertos son mayores.

Considerando el aumento de las zonas muertas y la disminución de la porosidad aparente del medio filtrante al incrementar la carga orgánica, y promover el desarrollo de la biopelícula, se observó que el desempeño del filtro anaerobio, tanto en la degradación del colorante Azul Directo 2 como en la remoción de DQO, no fue afectado por los diferentes patrones de flujo obtenidos bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d. Como se menciona en el capítulo 7.3.1 y 7.3.2 la remoción de DQO_d y de colorante aumenta al incrementar la carga orgánica.

7. DEGRADACIÓN DEL COLORANTE AZUL DIRECTO 2 EN UN FILTRO BIOLÓGICO ANAEROBIO

El tratamiento anaerobio ha demostrado ser un tratamiento viable para la degradación biológica de colorantes azo. La eficacia de las diversas aplicaciones del tratamiento anaerobio para la degradación de una amplia variedad de colorantes azo se ha observado con el empleo de diferentes sistemas de tratamiento tales como reactores UASB, reactores secuenciales SBR, reactores de lecho fluidizado y filtros biológicos anaerobios en los cuales se han logrado remociones de color entre el 85 al 98 % (Hosseini Koupaie *et al.*, 2013; Saratale *et al.*, 2011; Kapdan y Oztekin, 2006; Libra *et al.*, 2004; Talarposhti *et al.*, 2001; O'Neill *et al.*, 2000).

En los últimos años, los reactores de biopelículas han atraído la atención para el tratamiento de aguas residuales que contienen compuestos tóxicos, para los microorganismos, tales como fenol, clorofenol, anilina, formaldehído entre otros. La inmovilización de microorganismos en soportes para biopelículas es una estrategia que se utiliza cada vez más debido a que los microorganismos poseen menor sensibilidad a los compuestos tóxicos, tiempos de residencia microbiana más largos y menor riesgo de lavado de la biomasa (Hosseini Koupaie *et al.*, 2013).

Considerando que hay una amplia variedad de colorantes azo y que su decoloración implica la obtención de metabolitos, en algunos casos más tóxicos que los colorantes de donde provienen; la ventaja del empleo de biopelículas en donde pueden encontrarse diversidad de microorganismos radica en que, dichos microorganismos en conjunto, pueden realizar colectivamente la degradación de compuestos complejos que una especie microbiana única no podría realizar por sí sola (Banat *et al.*, 1996).

En este capítulo se presentan los resultados del uso de un filtro biológico anaerobio operado bajo diferentes cargas orgánicas para determinar la influencia del agua residual sintética como cosustrato en la decoloración y el desempeño del sistema.

7.1 Carga orgánica y remoción de DQO

La operación del filtro anaerobio se llevó a cabo durante 512 días bajo un tiempo de retención hidráulica (TRH) de 3 h y una temperatura promedio de 23.9 °C realizando el retrolavado del medio filtrante diariamente.

La evaluación de la degradación del colorante azo se desarrolló en tres etapas: 1) puesta en marcha del filtro anaerobio, 2) operación del filtro bajo tres diferentes cargas orgánicas con suministro del colorante Azul Directo 2 mezclado con agua residual sintética y 3) alimentación del colorante como único sustrato.

La puesta en marcha del filtro biológico anaerobio se realizó mediante la alimentación de agua residual sintética (ARS) (ver capítulo 5.4.3) para propiciar la adherencia y crecimiento de los microorganismos, bajo una carga orgánica volumétrica de 3.2 kgDQO_d/m³·d y una carga orgánica superficial de 1.6 gDQO_d/m²·d (cabe destacar que no se utilizará ningún tipo de inóculo para la puesta en marcha del filtro). Durante los primeros 48 días de operación no se realizaron determinaciones de los parámetros de seguimiento ya que se consideró que no era necesario considerando que el tiempo de puesta en marcha y estabilización es extenso (figura 7.1).

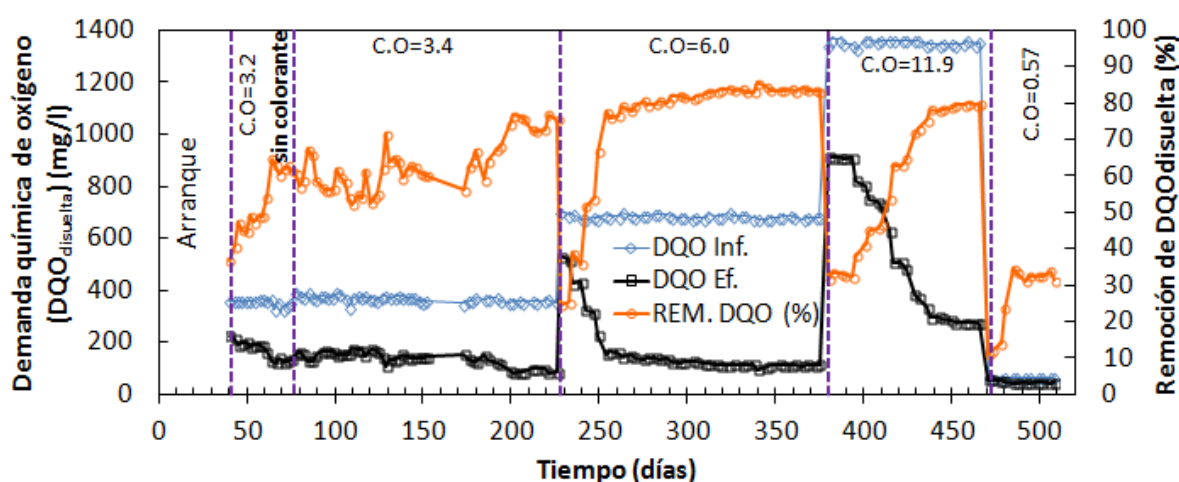


Figura 7.1 Comportamiento de la DQO_{disuelta}

A partir del día 49 de operación se inició el seguimiento de los parámetros de respuesta del filtro. El influente del filtro presentó una DQO_d de 355 mgDQO_d/l, la cual disminuyó en el efluente a valores alrededor de 135 mgDQO_d/l obteniéndose una remoción de DQO_d del 62% al final de esta etapa.

La alimentación del colorante AD2 se realizó a partir del día 78 de operación en una concentración de 50 mgAD2/l. La carga orgánica se mantuvo en valores alrededor de 3.4 kgDQO_d/m³·d y la carga orgánica superficial alrededor de 1.7 gDQO_d/m²·d (figura 6.3). Durante 149 días se mantuvo la DQO_d del influente en 370 mgDQO_d/l (la DQO_d del colorante es de 26 mgDQO_d/l) y, en el efluente, la DQO_d disminuyó gradualmente hasta valores entre 85 y 87 mgDQO_d/l con una remoción de DQO_d de 83 % al final de esta etapa

(La DQO_d del efluente fue determinada realizando una filtración previa para separar los sólidos en suspensión debido a biopelícula desprendida o partículas de tezontle). Durante esta fase se observó inestabilidad del sistema debido a que éste no llegó a una condición de estabilidad previa a la alimentación del colorante.

A partir del día 228 de operación se duplicó la carga orgánica a $6.0 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ y la carga superficial a $3.2 \text{ gDQO}_d/\text{m}^2\cdot\text{d}$. Durante los siguientes 151 días de operación la DQO_d del influente se mantuvo en $684 \text{ mgDQO}_d/\text{l}$ y se observó una disminución gradual en el efluente hasta alcanzar valores alrededor de $114 \text{ mgDQO}_d/\text{l}$. Al aumentar la carga orgánica se observó que, al inicio, la remoción disminuyó a valores entre 25 y 60 % y, a partir del día 254, aumentó para estabilizarse en 80 % hasta el día 379.

Desde el día 380 hasta el día 470 se mantuvo la carga orgánica en $11.9 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ y la carga superficial a $6.3 \text{ gDQO}_d/\text{m}^2\cdot\text{d}$. En la figura 6.3 se observa que, al igual que en la etapa anterior, la remoción de DQO_d disminuyó a valores entre 33 y 55 % para luego aumentar hasta 80 %, manteniéndose durante 32 días.

Cabe destacar que el aumento de la carga orgánica se realizó sin modificar el TRH: no se modificó el caudal de alimentación al filtro, se modificó la concentración de materia orgánica que se suministraba; sin embargo, la concentración de colorante se mantuvo constante durante toda la experimentación.

A partir del día 471 se eliminó el suministro de agua residual sintética y se procedió a alimentar el AD2 como única fuente de carbono; la carga orgánica volumétrica en el filtro disminuyó drásticamente, ya que la DQO del colorante es baja, a $0.57 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ y la carga superficial a $0.3 \text{ gDQO}_d/\text{m}^2\cdot\text{d}$; la DQO_d en el influente se mantuvo en $65 \text{ mgDQO}_d/\text{l}$ y en el efluente se obtuvieron valores de $45 \text{ mgDQO}_d/\text{l}$. La remoción de DQO_d disminuyó a 10 % y gradualmente aumentó a 32 %. Al suprimir el suministro de agua residual, el colorante actúa como única fuente de carbono dando como resultado una carga orgánica muy baja, poco común para un filtro anaerobio. Sin embargo, se observa que, en la figura 7.1, la remoción aumenta gradualmente lo que indica que los microorganismos sí degradan el colorante cuando se encuentra presente como único sustrato.

En cada una de las etapas se observa que al aumentar la carga orgánica la recuperación de la remoción de DQO_d se hace de manera rápida (figura 7.1) debido a que los microorganismos se adaptan rápidamente a las nuevas condiciones de operación (mayor concentración de materia orgánica en el influente), tal como sugieren algunos autores con respecto a los sistemas de biopelícula fija (Hosseini Koupaie *et al.*, 2013; Zhang *et al.*, 1995).

En la figura 7.2 se presenta la tasa de remoción de DQO_d de acuerdo con la carga orgánica volumétrica. Durante la etapa de puesta en marcha se observa el aumento gradual de la remoción de DQO_d ; sin embargo, el sistema no llegó a estabilizarse. En esta etapa se obtuvo una tasa de remoción promedio de $1.6 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$.

En las tres etapas experimentales, bajo las cargas orgánicas 3.4 , 6.0 y $11.9 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$, se observó una disminución de la tasa de remoción de DQO_d al inicio; no obstante, después de un período de dos semanas, la tasa de remoción aumentó gradualmente hasta alcanzar valores estables que se mantuvieron al finalizar cada fase experimental (figura 7.2).

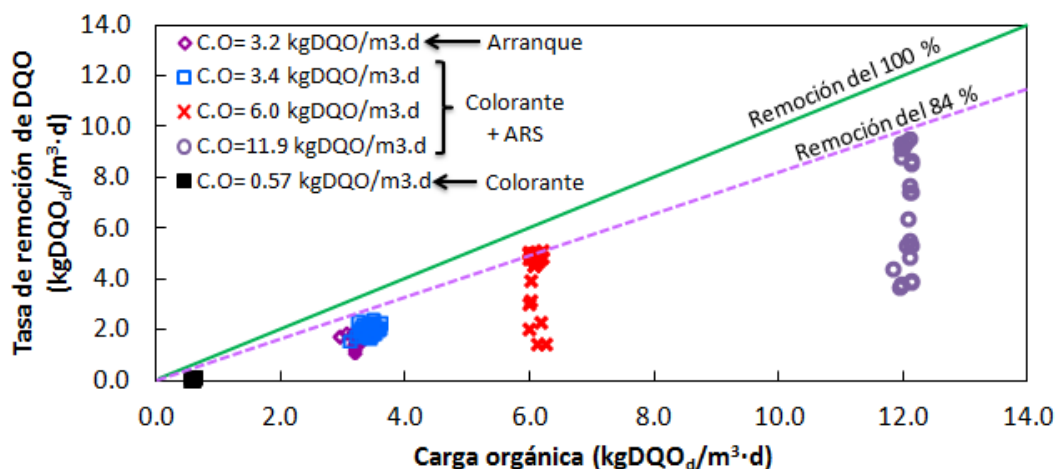


Figura 7.2 Tasa de remoción de DQO contra carga orgánica

En la etapa final de experimentación, cuando el colorante AD2 se empleó como único sustrato, se observó una notable disminución de la remoción de DQO_d obteniéndose valores de tasas de remoción entre 0.04 y 0.06 kgDQO_d/m³·d durante los primeros días; a pesar de que la carga orgánica era muy baja el sistema alcanzó una estabilidad en la remoción del colorante obteniéndose una remoción de DQO_d del 32 % con tasas de remoción del 0.2 kgDQO_d/m³·d. En la figura 7.2 la apreciación de estos resultados no es clara debido a que los valores obtenidos para la carga orgánica y la tasa de remoción de DQO_d son muy pequeños comparados con las demás etapas experimentales. En la tabla 7.1 se presenta un resumen del comportamiento de la remoción de DQO_d en las tres etapas experimentales.

Tabla 7.1 Remoción de DQO_d en el filtro anaerobio

| <i>Etapas experimental</i> | <i>Carga orgánica (kgDQO_d/m³·d)**</i> | <i>DQO_d influente (mg/l)**</i> | <i>DQO_d efluente (mg/l)*</i> | <i>Tasa de Remoción de DQO_d (kgDQO_d/m³·d)*</i> | <i>Remoción de DQO_d (%)*</i> |
|----------------------------|---|---|---|---|---|
| Puesta en marcha | 3.2 | 355 | 136 | 1.9 | 62 |
| Colorante + ARS | 3.4 | 370 | 87 | 2.6 | 76 |
| | 6.0 | 684 | 114 | 5.1 | 83 |
| | 11.9 | 1354 | 274 | 9.5 | 80 |
| Colorante | 0.57 | 65 | 45 | 0.2 | 31 |

*Valores promedio para las dos últimas semanas de cada etapa

** Valores promedio de la etapa

Adicionalmente, se observa una tendencia lineal de aumento de la remoción de colorante desde la carga orgánica más baja (colorante sin cosustrato) hasta la carga orgánica más alta (colorante mas cosustrato bajo una carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³·d). En la figura 6.4 la línea punteada indica la tendencia de la tasa de remoción máxima cuando el sistema ha alcanzado la estabilidad después de cada cambio en la carga orgánica. El cambio de la tasa de remoción máxima posee una tendencia lineal con un valor de 84 %.

7.2 Remoción del colorante Azul Directo 2

La determinación de la influencia del cosustrato en la degradación biológica del colorante Azul Directo 2 (AD2) se realizó en dos etapas experimentales: 1) alimentación de agua residual sintética (que posee proteína vegetal hidrolizada y maltodextrina como fuentes de carbono y que fue suministrada como cosustrato) mezclada con el colorante bajo tres diferentes cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d y 2) alimentación del colorante como única fuente de carbono. Durante las dos etapas se mantuvo constante la concentración del colorante en 50 mgAD2/l. En la figura 6.5 se presenta el comportamiento de la remoción del colorante determinado por medio de espectrofotometría a $\lambda=598$ nm.

La alimentación del colorante azo AD2 al filtro anaerobio se inició 78 días después de su puesta en marcha bajo una carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d. Durante los primeros 15 días se obtuvo una remoción de color entre 9 y 12 %, la cual aumentó gradualmente hasta alcanzar un 35 % al final de esta fase experimental. Al inicio de cada etapa experimental se observó que al aumentar la carga orgánica, la remoción de colorante disminuye ligeramente durante los primeros días de inicio de la etapa para luego aumentar gradualmente. Para las cargas orgánicas de 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se obtuvieron porcentajes de remoción de 56 y 61 %, respectivamente (figura 7.3).

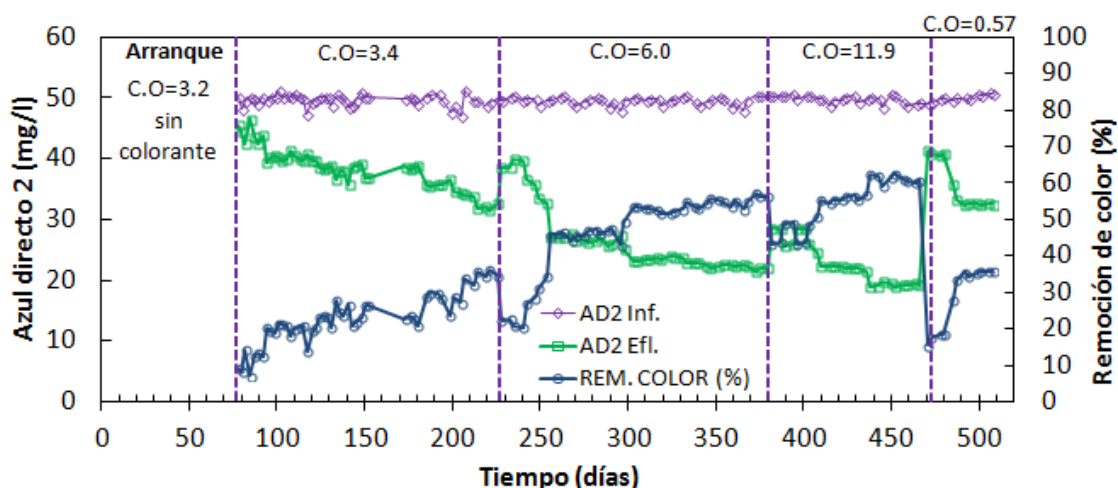


Figura 7.3 Remoción de colorante Azul Directo 2

Durante las tres fases experimentales se observó que al aumentar la concentración de cosustrato se incrementa la remoción de color. Kapdan y Oztekin (2003) sugieren que al aumentar la concentración de cosustrato alimentada se incrementa la remoción de color. En general se ha reportado, en diversos estudios, que la adición de un cosustrato que actúa como una fuente externa donadora de electrones beneficia la decoloración debido a que aporta equivalentes reducidos que participan en el rompimiento del enlace azo que actúa como aceptor final de electrones (Solís *et al.*, 2012; Saratale *et al.*, 2011; Van der Zee y Villaverde, 2005; Délee *et al.*, 1998).

A partir del día 471 de operación se suprimió el suministro de fuente de carbono externa (Proteína vegetal hidrolizada y Maltodextrina) y se alimentó el colorante como única fuente

de carbono. Al inicio se observó que la remoción de color disminuyó a cerca del 15 %; sin embargo, rápidamente aumentó hasta alcanzar un 35 % al final de la etapa.

El incremento gradual de la remoción de color durante esta etapa experimental puede atribuirse a que los microorganismos ya están adaptados a degradar el colorante; sin embargo, cuando el colorante está presente como única fuente de carbono la remoción de color que se obtiene es menor comparada con la obtenida cuando participa un cosustrato en la decoloración. A pesar de que se logra cerca del 36 % de la remoción del colorante, la participación de un cosustrato en la decoloración permite lograr remociones de color más altas.

En la tabla 7.2 se presentan los resultados promedio de la remoción de color obtenida para cada una de las etapas experimentales.

Tabla 7.2 Remoción de colorante Azul Directo 2

| <i>Etapa experimental</i> | <i>Carga orgánica (kgDQO_a/m³·d)**</i> | <i>AD2 efluente (mg/l)*</i> | <i>Remoción de AD2(%)*</i> |
|---------------------------|---|-----------------------------|----------------------------|
| Colorante + ARS | 3.4 | 33 | 35 |
| | 6.0 | 22 | 56 |
| | 11.9 | 19 | 61 |
| Colorante | 0.57 | 33 | 36 |

La concentración de AD2 el influente fue constante para todas las etapas (50 mgAD2/l)

*Valores promedio para las dos últimas semanas de cada etapa

** Valores promedio de la etapa

En las figuras 7.4, 7.5, 7.6 y 7.7 se puede observar la decoloración del Azul Directo 2 en cada una de las cargas orgánicas de 3.4, 6.0, 11.9 y 0.57 kgDQO_a/m³·d, respectivamente. Estas fotografías muestran la apariencia del influente y del efluente al final de cada etapa experimental. En estas fotografías AN0 se refiere al influente del filtro y AN10 al efluente del mismo.

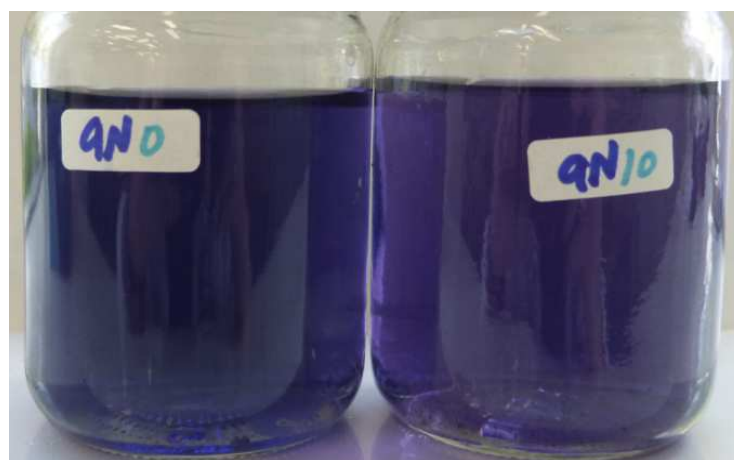


Figura 7.4 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 3.4 kgDQO_a/m³·d

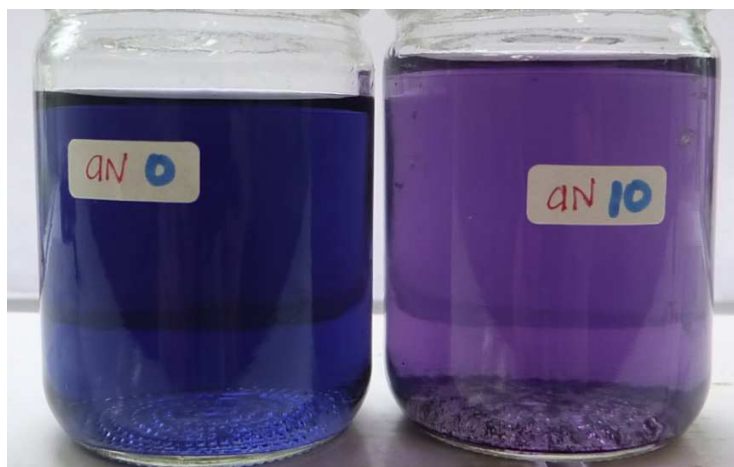


Figura 7.5 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 6.0 kgDQO_d/m³·d

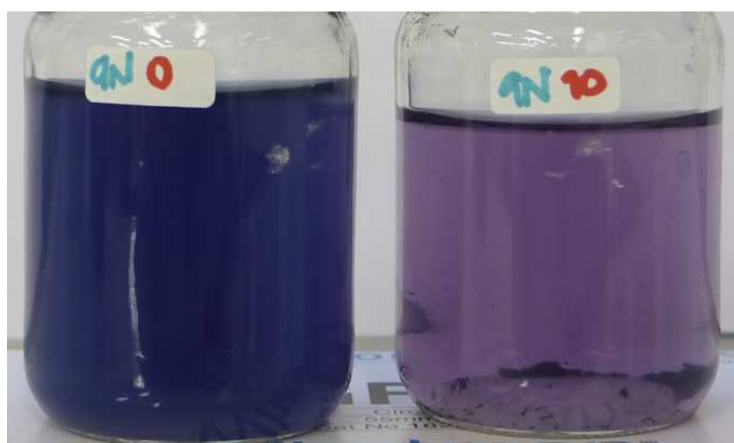


Figura 7.6 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³·d

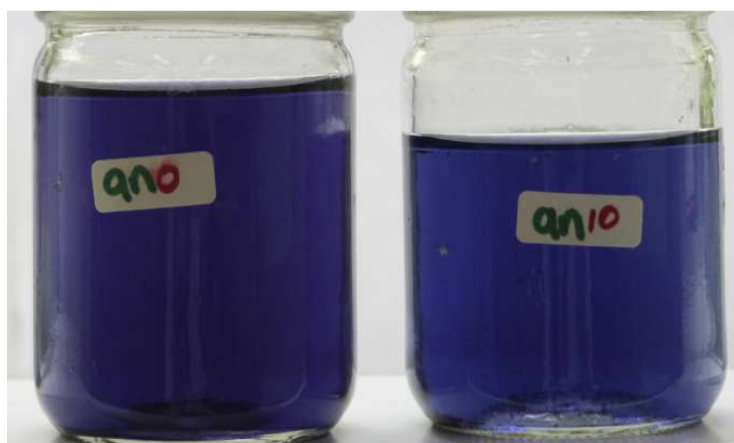


Figura 7.7 Apariencia de influente y efluente para la carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³·d

Empleando cromatografía de líquidos HPLC pudo comprobarse que efectivamente, al degradarse el Azul Directo 2, se forman bencidina y 4-aminobifenil como se planteó en el capítulo 5.4.5. Durante las etapas experimentales se realizaron perfiles de concentración de

DQO_d, colorante y aminas a lo largo del lecho filtrante. En las figuras 7.8, 7.9 y 7.10 se presentan las concentraciones de Azul Directo 2, bencidina y DQO_d, a lo largo del filtro, para cada una de las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, respectivamente.

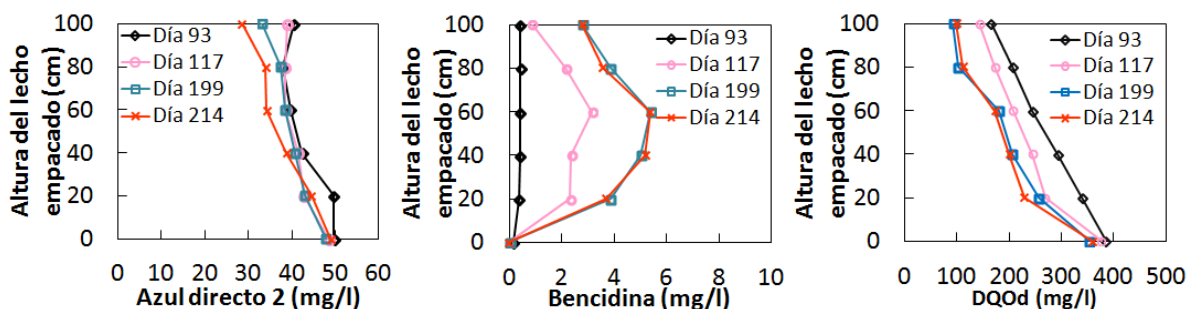


Figura 7.8 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d

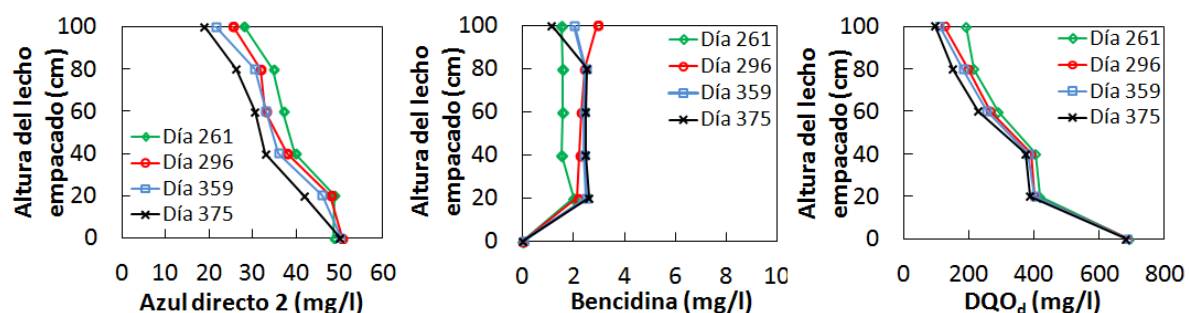


Figura 7.9 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 6.0 kgDQO_d/m³·d

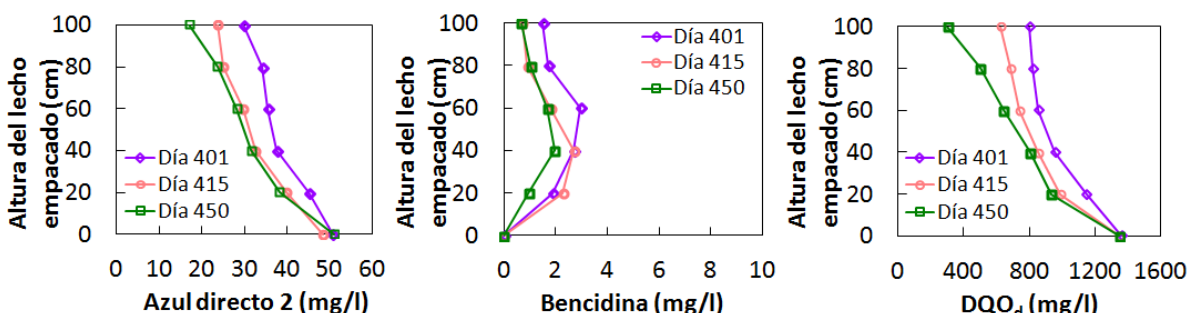


Figura 7.10 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³·d

En los perfiles de concentración se observa que para cada carga orgánica, a medida que transcurre el tiempo en cada fase experimental, el comportamiento de la DQO_d y del colorante es similar, mientras que las remociones de DQO_d y colorante aumentan. La bencidina se forma como producto de la degradación del Azul Directo 2 y también es consumida por los microorganismos en la parte superior del filtro. Con la carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d la mayor concentración detectada de bencidina fue de 5.3 mg/l, la cual disminuyó al llegar a la parte superior del lecho filtrante a 2.8 mg/l. Para las cargas orgánicas de 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d las mayores concentraciones de bencidina fueron 2.5 y 2.7 mg/l,

respectivamente. Para las tres cargas orgánicas se observa que la bencidina aumenta gradualmente y disminuye al alcanzar la parte superior del lecho filtrante.

En los perfiles de 4-aminobifenil se observó que, para la carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³-d se cuantificó este compuesto en bajas concentraciones alcanzando 1.2 mg/l en el efluente. Para la carga orgánica de 6.0 kgDQO_d/m³-d se observó el aumento desde 0.28 mg/l en el fondo del filtro hasta 1.8 mg/l en el efluente y para la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³-d aumentó desde 0.8 mg/l hasta 2.7 mg/l.

En la etapa experimental final, al suspender el suministro de agua residual, se observa que la remoción de color es menor comparada con las fases experimentales anteriores (figura 7.11). Después de dos semanas de tener el colorante Azul Directo 2 como único sustrato no se detecta la bencidina a lo largo del lecho filtrante; sin embargo, al finalizar la etapa experimental la concentración de bencidina es más alta que en la etapa anterior con un máximo de 9.2 mg/l. Durante esta etapa experimental no se encontró 4-aminobifenil en ninguno de los perfiles realizados.

Al inicio de esta etapa experimental, debido a la baja remoción de colorante, la producción de bencidina es baja también y es consumida por los microorganismos en cuanto es producida. Sin embargo, al aumentar la remoción de colorante se presenta una acumulación de bencidina a lo largo del filtro, lo cual puede ser debido a que el cosustrato no solo participa en la reducción del colorante azo sino también en la transformación y mineralización de las aminas producto del rompimiento del enlace azo.

Es difícil establecer comparaciones directas de los resultados de este trabajo con los de otros estudios, principalmente debido a las diferencias en los colorantes estudiados y no se encuentran estudios referentes a la degradación del colorante Azul Directo 2. Sin embargo, pueden hacerse comparaciones por el tipo de colorante; en numerosos estudios se ha reportado que los productos de degradación de los colorantes directos son la bencidina y el 4-aminobifenil, los cuales han recibido gran atención debido a su naturaleza carcinogénica y mutagénica (NTP, 2011; Işik y Sponza, 2007; Kumar *et al.*, 2006; Golka *et al.*, 2004; Işik y Sponza, 2003; Van der Zee, 2002; Morgan *et al.*, 1994; IARC, 1982).

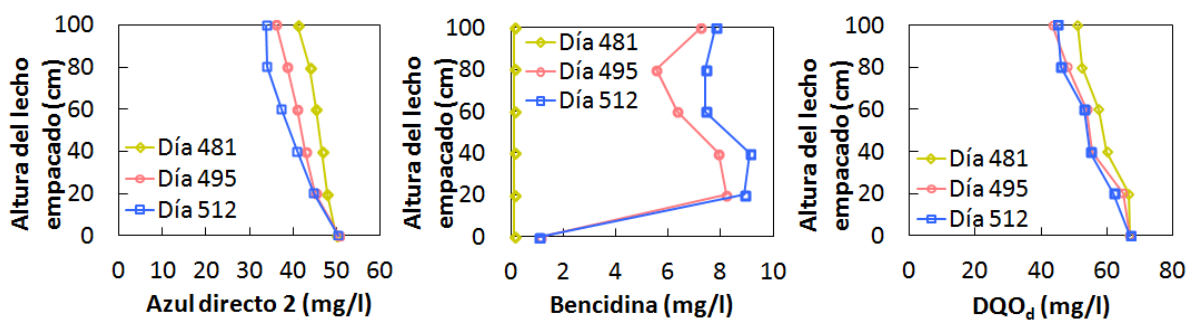


Figura 7.11 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³-d, colorante Azul Directo 2 como único sustrato

Kumar *et al.* (2006) llevaron a cabo estudios batch de degradación del Negro Directo 38 (ND38) degradando este colorante y sus respectivas aminas (bencidina y 4-aminobifenil) en

10 días bajo condiciones anaerobias. Isik y Sponza (2003) reportan que, bajo las mismas condiciones, el ND38 fue degradado pero la bencidina no.

Los resultados de este estudio demostraron que tanto el colorante directo Azul Directo 2 como sus productos de degradación (bencidina y el 4-aminobifenil) pueden ser degradados en una biopelícula anaerobia y que la remoción del colorante y sus aminas es más efectiva cuando se encuentra presente un cosustrato que cuando el colorante se encuentra como única fuente de carbono. Al alimentar el colorante como único sustrato se observan que, se presentan mayores concentraciones de bencidina, comparadas con las concentraciones observadas en las etapas anteriores, y que la degradación de ésta es menor comparada con las etapas anteriores.

Isik y Sponza (2007) y Kumar *et al.* (2006) sugieren que pueden existir transformaciones del colorante bajo condiciones anaerobias que dan paso a la formación de productos intermedios diferentes a la bencidina y el 4-aminobifenil ya que al realizar la recuperación de las aminas el porcentaje fue menor del esperado. Adicionalmente, durante la degradación de la bencidina hay una transformación de ésta a 4-aminobifenil o a otros compuestos intermediarios (que no fueron identificados en el presente trabajo).

7.3 Comportamiento de los nutrientes nitrógeno y fósforo

La liberación de nitrógeno inorgánico (N-NH_4^+) y fósforo (P-PO_4^{3-}) durante la digestión anaerobia es el resultado de la hidrólisis de proteínas y sólidos. En general, las bajas remociones de N y P no son sorprendentes ya que los digestores anaerobios son conocidos por reducir pequeñas concentraciones de nitrógeno y fósforo (Othman *et al.*, 2010; Noike *et al.*, 2004).

A lo largo de la experimentación la concentración de N-NH_4^+ en el influente se mantuvo en promedio en $30.28 \text{ mgN-NH}_4^+/\text{l}$. En la figura 7.12 se puede observar que hubo un aumento de la concentración de nitrógeno amoniacal en el efluente durante todas las etapas experimentales.

Durante la etapa de alimentación del colorante Azul Directo 2, bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y $11.9 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ se observa que las concentraciones de N-NH_4^+ en el efluente aumentan con respecto al influente presentando valores promedio de 33.6, 35.3 y $35.9 \text{ mg N-NH}_4^+/\text{l}$, para cada una de las cargas orgánicas, respectivamente. Kumar *et al.* (2006) reporta que cuando la bencidina es degradada se lleva a cabo una desaminación que libera N-NH_4^+ para formar 4-aminobifenil. Los resultados de este estudio concuerdan con los resultados de estos autores, considerando que bajo estas condiciones experimentales el aumento de la concentración de N-NH_4^+ , en el efluente, evidencia la transformación de la bencidina en 4-aminobifenil.

Al suprimir la alimentación de cosustrato en la etapa final se observa que la concentración de nitrógeno amoniacal (N-NH_4^+) permanece similar en el influente y efluente con concentraciones de salida de $31.26 \text{ mgN-NH}_4^+/\text{l}$; debido a las altas concentraciones de

bencidina encontradas comparadas con la etapa anterior (figura 7.11) y a que no se encontró 4-aminobifenil durante esta etapa se puede inferir que no hubo una transformación de bencidina a 4-aminobifenil.

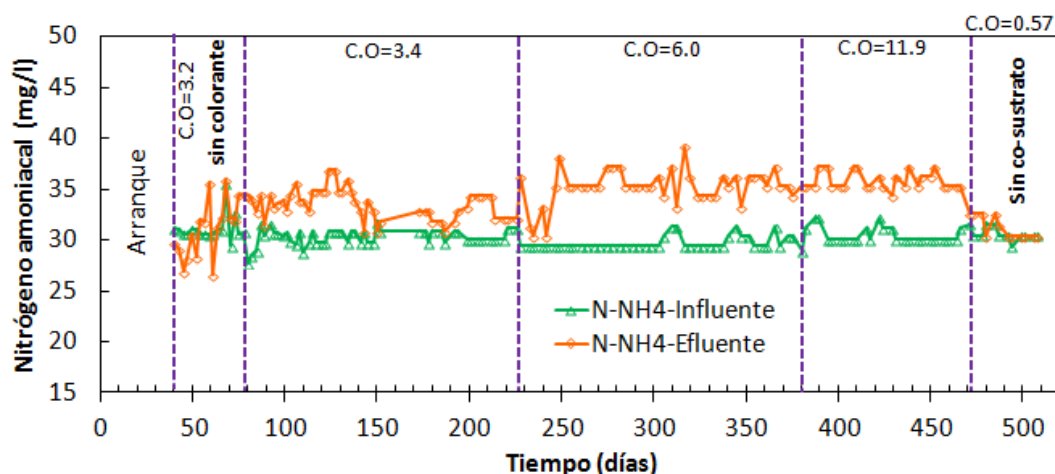


Figura 7.12 Comportamiento del nitrógeno amoniacal en el tiempo

El comportamiento de la concentración de fósforo en el filtro, bajo las tres cargas orgánicas, no presentó remoción o producción durante las etapas experimentales (figura 7.13). La concentración de fósforo en el influente se mantuvo en promedio en 9.6 mgP/l y en el efluente 9.8 mgP/l.

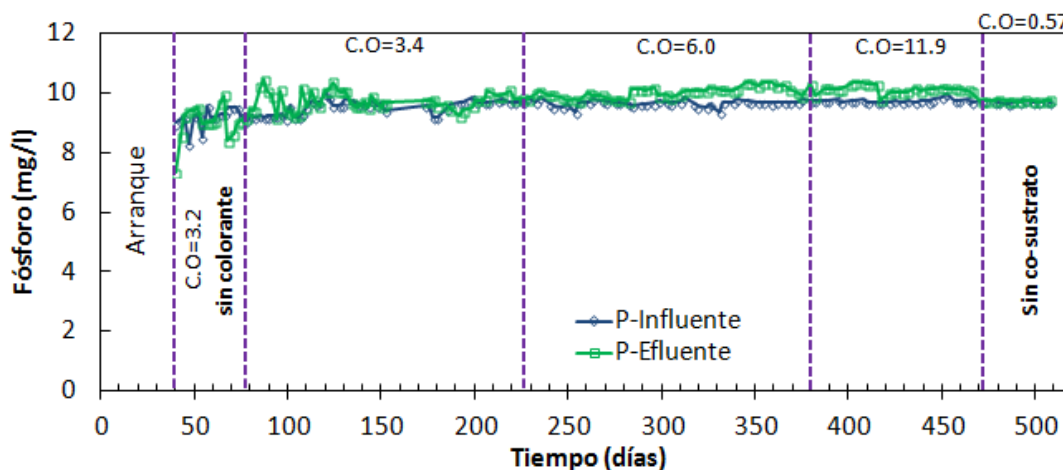


Figura 7.13 Comportamiento del fósforo en el tiempo

7.4 Sólidos suspendidos en el efluente

Durante la puesta en marcha del filtro biológico se observó una gran concentración de sólidos suspendidos en el efluente que corresponden básicamente a la biomasa que se desprende (SSV) y una pequeña cantidad al tezontle (SSF) resultante del desgaste del medio filtrante. En

la figura 7.14 se observa que, al alimentar el colorante Azul Directo 2 al filtro bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d.

Al aumentar la concentración de agua residual en el influente durante las dos primeras semanas se observa un aumento en la concentración de sólidos en el influente debido a la mayor cantidad de sustrato disponible que produce el engrosamiento y regeneración más rápida de la biopelícula. Después de dos semanas, al aclimatarse el sistema a las nuevas condiciones de operación, la concentración de sólidos suspendidos en el efluente disminuye y se mantiene hasta el final de cada fase experimental.

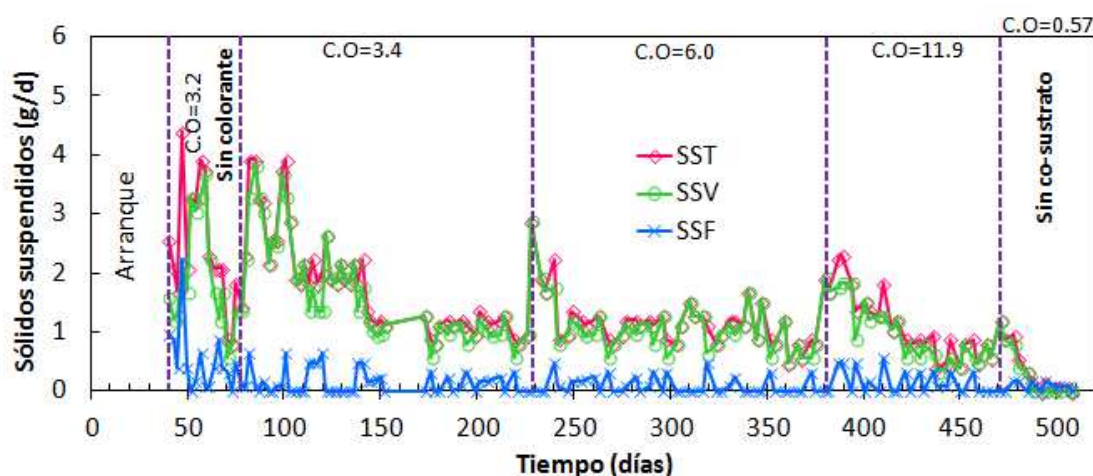


Figura 7.14 Sólidos suspendidos totales, volátiles y fijos en el efluente

En la tabla 7.3 se observa que a medida que aumenta la carga orgánica la concentración de sólidos en el efluente disminuye y puede concluirse que, al aumentar la cantidad de cosustrato se obtiene una biopelícula más estable en el filtro. El cosustrato es empleado por los microorganismos en la producción de equivalentes reducidos para aportar los electrones necesarios en la decoloración del colorante en mayor proporción que para el crecimiento microbiano.

Tabla 7.3 Sólidos suspendidos totales y volátiles en el efluente

| <i>Etapa experimental</i> | <i>Carga orgánica (kgDQO_d/m³·d)**</i> | <i>SST (g/d)*</i> | <i>SSV (g/d)*</i> | <i>Relación SSV/SST</i> |
|---------------------------|---|-------------------|-------------------|-------------------------|
| Puesta en marcha | 3.2 | 1.63 | 1.21 | 0.74 |
| Colorante + ARS | 3.4 | 1.04 | 0.91 | 0.86 |
| | 6.0 | 0.79 | 0.73 | 0.92 |
| Colorante | 11.9 | 0.65 | 0.60 | 0.92 |
| | 0.57 | 0.07 | 0.00 | ---- |

*Valores promedio para las dos últimas semanas de cada etapa

** Valores promedio de la etapa

En la última etapa experimental, al suprimir el suministro de agua residual sintética a partir del día 417 de operación, la carga orgánica de filtro disminuye a $0.57 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ (figura 7.14). Debido a que esta es una carga orgánica muy baja, la producción de biomasa es cercana a cero. Al inicio de esta etapa, al cambiar las condiciones de operación, el mantenimiento de la biopelícula existente es difícil debido a la poca disponibilidad de sustrato y es por ello que se presenta un desprendimiento progresivo de la biopelícula, que cesa una vez el sistema se aclimata a las nuevas condiciones de operación. Al final de esta etapa experimental no se observa la presencia de SST y SSV en el efluente del filtro.

Durante la puesta en marcha y las etapas experimentales en donde se alimentó el colorante con cosustrato se observa que entre el 80 y 91 % de los sólidos suspendidos totales corresponden a sólidos suspendidos volátiles; es decir, más del 80 % de los sólidos suspendidos encontrados en el efluente corresponden a la biomasa que se ha desprendido del empaque del filtro.

7.5 Tiempo de retención celular y biomasa en el retrolavado

Considerando que el retrolavado causa la fricción entre las partículas y por ende el desprendimiento del exceso de microorganismos adheridos al medio filtrante, el procedimiento de retrolavado del filtro se realizó diariamente con el fin de evitar la colmatación del medio filtrante y propiciar la distribución uniforme de las especies microbianas a lo largo del filtro.

El retrolavado se llevó a cabo como se describe en el capítulo 6.2. La frecuencia de retrolavado no afectó el desempeño del filtro anaerobio con respecto a la remoción tanto de DQO_d como de colorante como se describe en los capítulos 7.1.1 y 7.1.2.

El mantenimiento de la biopelícula en el filtro fue el resultado de la influencia de la carga orgánica, como sustrato suministrado para crecimiento y mantenimiento, y del retrolavado realizado diariamente que mantuvo la concentración de biomasa constante en el filtro biológico.

La figura 7.15 presenta el comportamiento de los sólidos suspendidos totales y volátiles en el agua del retrolavado así como el nitrógeno Kjeldahl de la biomasa. La determinación del nitrógeno orgánico en las piedras del medio filtrante se empleó como una estimación aproximada de la concentración de microorganismos presentes en el filtro.

Durante la puesta en marcha y establecimiento de la biopelícula en el medio filtrante se observa que al realizar el retrolavado se desprende gran concentración de biomasa. Al alimentar el colorante Azul Directo 2 la concentración de sólidos presentes en el retrolavado, al inicio, aumentó observándose un mayor desprendimiento de microorganismos debido al retrolavado.

Bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y $11.9 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ se observó que, al aumentar la carga orgánica, aumenta la concentración de sólidos suspendidos totales y volátiles en el agua de retrolavado y la concentración de nitrógeno Kjeldahl asociada a la biomasa.

Al suprimir la alimentación del agua residual sintética (cosustrato) y disminuir drásticamente la carga orgánica (0.57 kgDQO_d/m³.d) se observó, al inicio, un aumento en el desprendimiento de la biopelícula; sin embargo, después de una semana de operación la concentración de sólidos cuantificada en el retrolavado disminuyó notablemente y se mantuvo constante hasta el final de esta etapa.

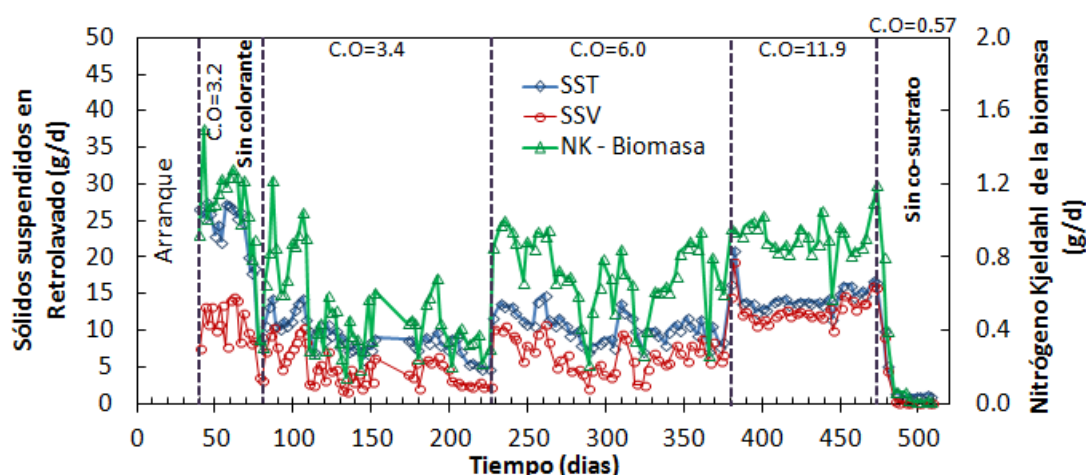


Figura 7.15 Sólidos suspendidos totales, volátiles y nitrógeno Kjeldahl de la biomasa en el agua de retrolavado

Por medio de un balance de nitrógeno orgánico en el filtro se puede establecer el tiempo de retención celular (TRC) considerando el nitrógeno orgánico asociado a la biomasa adherida en las piedras de tezontle y el número de piedras en el reactor se calcula un aproximado de la concentración de biomasa en el filtro. Es así que, para calcular el TRC se emplea la ecuación 7.1.

$$TRC (d) = \frac{NK \text{ en piedras}}{NK \text{ en retrolavado} / d + NK \text{ en efluente} / d} \quad (7.1)$$

En la figura 7.16 se muestra el comportamiento del TRC durante las diferentes etapas experimentales. Los TRC fueron determinados al inicio, en la mitad y al final de cada etapa experimental. Durante las etapas de puesta en marcha y bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³.d se observó que, a medida que aumenta la carga orgánica, el TRC disminuye. Cuando hay una mayor concentración de sustrato disponible la regeneración de la biopelícula es mayor y el tiempo de permanencia de los microorganismos en el sistema es menor (tabla 7.4); sin embargo, los TRC de cada fase experimental son similares debido a que el retrolavado diario mantiene una concentración constante de microorganismos dentro de los poros del tezontle y pocos adheridos a la superficie de las piedras.

En la etapa experimental final, bajo la carga de 0.57 kgDQO_d/m³.d, inicialmente se observó una mayor presencia de sólidos suspendidos en el retrolavado debido a que ésta carga orgánica no es suficiente para mantener una biopelícula estable. Al inicio, el TRC fue de 20 días para luego aumentar hasta 387 días al final de esta etapa experimental. El TRC aumentó considerablemente comparado con las otras etapas experimentales (tabla 6.5).

La mayor remoción de Azul directo 2 (61 %) se logra con un TRC de 7.8 días bajo la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³·d.

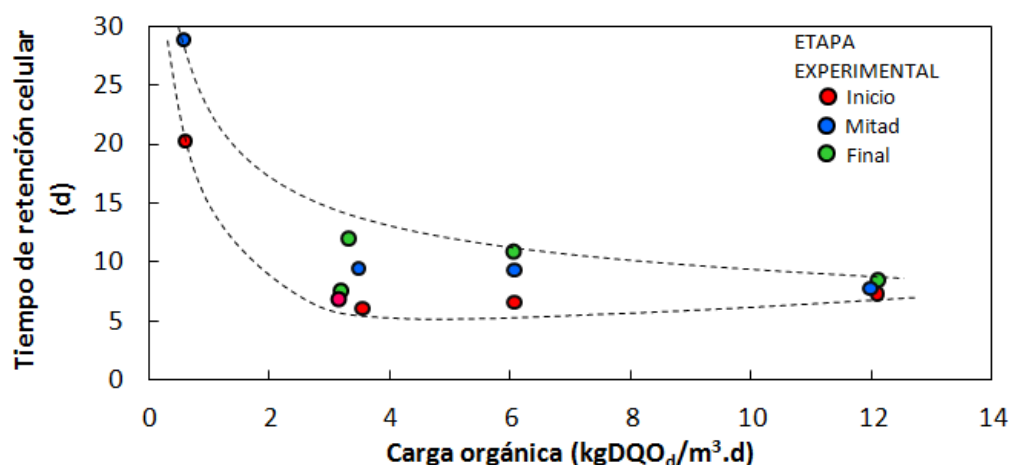


Figura 7.16 Tiempo de retención celular de acuerdo con la carga orgánica

A través de los sólidos suspendidos volátiles desprendidos por el retrolavado (biomasa) y de la concentración de DQO_d removida puede calcularse el coeficiente de rendimiento (Y) expresado en gSSV_{producidos}/gDQO_d removida. En la tabla 6.5 se presentan las relaciones entre los sólidos suspendidos para cada etapa y el nitrógeno orgánico, así como el TRC promedio y el coeficiente de rendimiento.

Tabla 7.4 Relaciones de sólidos suspendidos totales (SST), volátiles (SSV) y fijos (SSF), nitrógeno orgánico (NK) en el retrolavado, TRC y coeficiente de rendimiento (Y) para las etapas experimentales. Valores al final de cada etapa experimental

| C.O (kgDQO _d /m ³ ·d) | SST (g/d) | SSV (g/d) | SSF (g/d) | NK (g/d) | SSV/ SST | SSF/ SST | NK/ SSV | TRC (d) | Y (gSSV _{prod} / gDQO _d rem) |
|--|--------------|--------------|--------------|-------------|-------------|-------------|------------|------------|---|
| 3.2 | 22 | 10 | 12 | 1.03 | 0.45 | 0.55 | 0.10 | 6.9 | ---- |
| 3.4 | 6 | 3 | 3 | 0.33 | 0.50 | 0.50 | 0.11 | 12.2 | 0.16 |
| 6.0 | 9 | 7 | 2 | 0.68 | 0.77 | 0.23 | 0.09 | 10.9 | 0.17 |
| 11.9 | 15 | 13 | 2 | 0.89 | 0.86 | 0.14 | 0.07 | 7.8 | 0.18 |
| 0.57 | 1 | 0 | 1 | 0.02 | 0.10 | 1.00 | --- | 387 | 0.05 |

Las relaciones entre los sólidos suspendidos volátiles y totales muestran que entre el 45 y 86 % de los SST corresponden a SSV y los restantes a SSF, los cuales, representan el tezontle que es producto del desgaste ocasionado por el retrolavado. A medida que aumenta la carga orgánica aumenta la concentración de SSV y NK en la biomasa.

La relación NK/SSV durante la experimentación se mantuvo entre 0.07 y 0.11, la cual es una relación típica reportada para la concentración de nitrógeno orgánico en la biomasa (Crites y Tchobanoglous, 1998, 1998). Bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se encontraron coeficientes de rendimiento de 0.16, 0.17 y 0.18 gSSV_{prod}/gDQO_drem.

respectivamente; valores que se encuentran en el rango reportado en la literatura, entre 0.05 – 0.17 gSSV/gDQO (Crites y Tchobanoglous, 1998, 1998). El coeficiente de rendimiento (Y) aumenta ligeramente cuando se incrementa la carga orgánica, concluyéndose así que la fuente de carbono, suministrada en el agua residual sintética y que actuó como cosustrato, fue empleada por los microorganismos como fuente de energía para la generación de equivalentes reducidos que participaron en la ruptura del enlace azo y no para procesos de biosíntesis.

Durante la etapa de puesta en marcha no se observó estabilidad en el filtro biológico y por ello no se hace referencia al coeficiente de rendimiento de esta etapa. Para la etapa donde se alimentó el colorante Azul Directo 2 como único sustrato bajo una carga de 0.57 kgDQO_d/m³.d el coeficiente de rendimiento calculado fue 0.05 gSSV_{prod}/gDQO_{drem}, el cual es menor comparado con las etapas anteriores.

8. DEGRADACIÓN DEL COLORANTE AZUL DIRECTO 2 EN UN FILTRO BIOLÓGICO AIREADO

La información disponible sobre el destino de los colorantes azo en las plantas de tratamiento de aguas residuales se limita generalmente al sistema de lodos activados en donde se ha reportado que el mecanismo de eliminación de este tipo de compuesto se debe a su adsorción en la biomasa sin llevarse a cabo la degradación biológica (Ganesh *et al.*, 1994, Shaul *et al.*, 1991). Cabe destacar que debido a la estructura química de algunos colorantes la adsorción del colorante en la biomasa depende de la concentración de biomasa, tipo de colorante, pH y su solubilidad en agua (Hao *et al.*, 2000).

Algunos autores sugieren que para que los microorganismos aerobios puedan degradar compuestos azo es necesario su adaptación a largo plazo en presencia de un compuesto azo simple. Los microorganismos sintetizan una enzima azoreductasa específica para cada compuesto que, bajo condiciones controladas, puede reducir el enlace azo (-N=N-) en presencia de oxígeno (Pearce *et al.*, 2003; Coughlin *et al.*, 2002; Stolz, 2001; Tan *et al.*, 1999).

Li y Bishop (2004) sugieren que los sistemas de biopelícula fija pueden ser más eficientes en la eliminación de compuestos xenobióticos que los sistemas de crecimiento suspendido; ya que en una biopelícula podrían existir diferentes poblaciones que degradan varios sustratos en diferentes puntos dentro de ésta. Los filtros biológicos aireados son una alternativa al sistema de lodos activados comúnmente empleado en el tratamiento de aguas residuales. En los biofiltros pueden desarrollarse biopelículas en las cuales de acuerdo con su grosor puede existir una difusión limitada de oxígeno, al interior de éstas, y así permitir la combinación de metabolismos aerobio y anaerobio en donde puede lograrse la degradación simultánea tanto de los colorantes azo como de sus aminas aromáticas (Lu *et al.*, 2009; Chen *et al.*, 2006).

En este capítulo se presenta la degradación de un colorante diazo (Azul Directo 2) en un filtro biológico aireado operado bajo diferentes cargas orgánicas para determinar la influencia de un cosustrato en la degradación del colorante.

8.1 Carga orgánica y remoción de DQO

La operación del filtro aerobio se llevó a cabo durante 642 días bajo un tiempo de retención hidráulica (TRH) de 3 h, temperatura ambiente (promedio de 23.7 °C) y una concentración promedio de oxígeno disuelto de 6.2 mg/l. El retrolavado del medio filtrante se realizó diariamente para prevenir la colmatación del lecho filtrante y la estratificación de los microorganismos a lo largo del filtro.

La operación del filtro se llevó a cabo en tres etapas, 1) puesta en marcha y estabilización del filtro aerobio, 2) operación del filtro aerobio bajo tres diferentes cargas orgánicas con suministro del colorante Azul Directo 2 mezclado con agua residual sintética y 3) alimentación del colorante como único sustrato.

En la figura 8.1 se presenta el seguimiento de la DQO_d para el filtro aerobio. La puesta en marcha del filtro tuvo una duración de 90 días mediante la alimentación de agua residual sintética (ARS) (ver capítulo 5.4.3), para propiciar la adherencia y crecimiento de los microorganismos, bajo una carga orgánica de de 2.9 $kgDQO_d/m^3 \cdot d$ (carga orgánica superficial de 1.5 $gDQO_d/m^2 \cdot d$) (cabe destacar que no se utilizará ningún tipo de inóculo para la puesta en marcha del filtro).

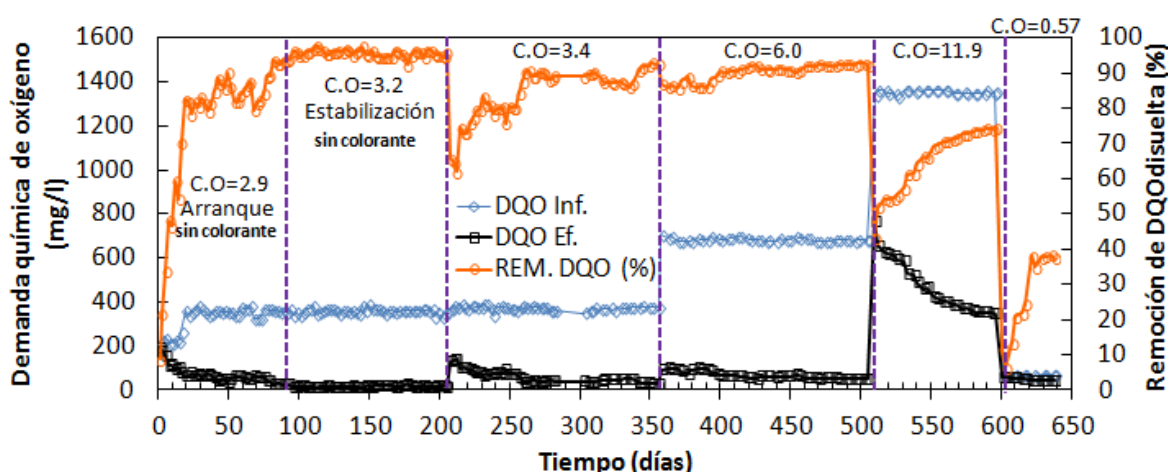


Figura 8.1 Comportamiento de la $DQO_{disuelta}$ a lo largo de la experimentación

Al alcanzar una remoción de DQO_d superior al 90 % se inició la etapa de estabilización, la cual tuvo una duración de 117 días bajo una carga orgánica de 3.2 $kgDQO_d/m^3 \cdot d$ (carga orgánica superficial de 1.6 $gDQO_d/m^2 \cdot d$). En esta etapa se alcanzó una remoción de DQO_d del 96 %.

A partir del día 208 se inició la alimentación del Azul Directo 2 con una concentración de 50 mg/l. La alimentación del colorante azo mezclado con el agua residual sintética se realizó bajo tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 $kgDQO_d/m^3 \cdot d$ (figura 7.1). El aumento de la carga orgánica en cada etapa experimental se realizó mediante el aumento de la concentración de proteína vegetal hidrolizada y maltodextrina en el agua residual sintética (la composición detallada del agua residual sintética se encuentra en el capítulo 5.3.2).

El filtro se operó durante 150 días bajo una carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d (carga orgánica superficial de 1.7 gDQO_d/m²·d) donde la DQO_d del influente se mantuvo en 370 mgDQO_d/l (50 mgAD2/l corresponden a 26 mgDQO_d/l). Se observó que la DQO_d disminuyó gradualmente hasta obtener valores entre 28 y 30 mgDQO_d/l y se alcanzó una remoción de DQO_d de 93 % al final de la etapa.

A partir del día 358 de operación se incrementó la carga orgánica a 6.0 kgDQO_d/m³·d (carga orgánica superficial de 3.2 gDQO_d/m²·d). Durante los siguientes 152 días de operación la DQO_d del influente se mantuvo en 684 mgDQO_d/l y se observó su disminución gradual en el efluente alcanzando valores alrededor de 52 mgDQO_d/l. Al aumentar la carga orgánica, al inicio, se observó una ligera disminución de la remoción de DQO_d a valores entre 85 y 87 % y, a partir del día 412, aumentó para estabilizarse en 92 % hasta el día 509.

Desde el día 510 hasta el 609 se incrementó la carga orgánica a 11.9 kgDQO_d/m³·d (carga orgánica superficial de 6.3 gDQO_d/m²·d). En la figura 8.1 se observa que, a diferencia de las fases experimentales anteriores, la remoción de DQO_d disminuye considerablemente hasta un 43 %; seguidamente se observa un aumento gradual hasta alcanzar el 74 % de remoción al final de esta fase experimental.

Con el aumento de la carga orgánica, la remoción de la DQO_d disminuyó. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se obtuvieron remociones del 93, 92 y 75 %, respectivamente, al final de cada etapa experimental. Estos resultados coinciden con estudios realizados en donde se reporta que para un filtro biológico aireado a medida que se incrementa la carga orgánica, la remoción de DQO_d disminuye (Morgan-Sagastume y Noyola, 2008; Farabegoli *et al.*, 2003; González-Martínez y Duque-Luciano, 1992; Hamoda y Abd-El-Bary, 1987).

A partir del día 601 de operación se suspendió el suministro de agua residual sintética y se alimentó como único sustrato el Azul Directo 2 en una concentración de 50 mg/l. La carga orgánica disminuyó a 0.57 kgDQO_d/m³·d (carga orgánica superficial de 0.3 gDQO_d/m²·d). Durante esta etapa, la DQO_d en el influente se mantuvo en 65 mgDQO_d/l y en el efluente la DQO_d disminuyó hasta alcanzar 42 mgDQO_d/l al final de esta etapa. La remoción DQO_d disminuyó a 6 % al inicio de la etapa para aumentar gradualmente hasta alcanzar el 38 % al final de esta etapa.

Al suprimir el suministro de agua residual, el colorante actuó como única fuente de carbono dando como resultado una carga orgánica muy baja (0.57 kgDQO_d/m³·d); a pesar de esto, la remoción de DQO_d aumentó gradualmente indicando que los microorganismos consumieron el colorante como única fuente de carbono.

En la figura 8.2 se presenta la tasa de remoción de DQO_d de acuerdo con la carga orgánica. Durante las etapas de puesta en marcha y estabilización se observa que la remoción de DQO_d aumenta alcanzando cerca del 100 % de remoción; en estas dos etapas se obtuvieron tasas de remoción promedio de 2.9 kgDQO_d/m³·d, respectivamente. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se obtuvieron tasas de remoción promedio de 3.1, 5.6 y 8.9 kgDQO_d/m³·d, las cuales corresponden a remociones de DQO_d de 91, 93 y 75 %, respectivamente.

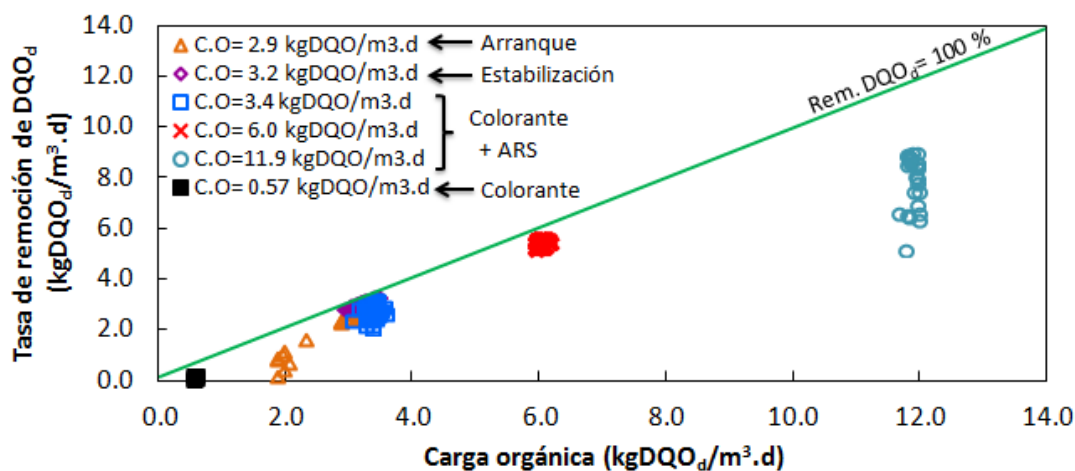


Figura 8.2 Tasa de remoción de DQO_d

Al suprimir el suministro de agua residual sintética, bajo la carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³.d y con el Azul Directo 2 como única fuente de carbono, se alcanzó una remoción de DQO_d del 38 % al final de la etapa. Al inicio de esta etapa, la tasa de remoción de DQO_d estuvo entre 0.04 y 0.07 kgDQO_d/m³.d y dos semanas después aumentó gradualmente hasta alcanzar un valor de 0.22 kgDQO_d/m³.d.

Al disminuir la carga orgánica drásticamente y forzar a la biopelícula en las nuevas condiciones de operación, el filtro biológico sufre una desestabilización y la remoción de DQO_d disminuye; sin embargo, el aumento en la remoción de materia orgánica aumenta gradualmente a medida que los microorganismos se aclimatan a las nuevas condiciones de operación.

En la tabla 8.1 se presenta un resumen de la remoción de DQO_d en las diferentes etapas experimentales.

Tabla 8.1 Remoción de DQO_d en el filtro aerobio

| Etapa experimental | Carga orgánica (kgDQO _d /m ³ .d)** | DQO _d influente (mg/l)** | DQO _d efluente (mg/l)* | Tasa de remoción de DQO _d (kgDQO _d /m ³ .d)* | Porcentaje de remoción de DQO _d (%)* |
|--------------------|--|-------------------------------------|-----------------------------------|---|---|
| Puesta en marcha | 2.9 | 328 | 23 | 2.9 | 93 |
| Estabilización | 3.2 | 355 | 14 | 2.9 | 96 |
| Colorante + ARS | 3.4 | 370 | 28 | 3.1 | 91 |
| | 6.0 | 684 | 52 | 5.6 | 93 |
| Colorante | 11.9 | 1354 | 344 | 8.9 | 75 |
| | 0.57 | 65 | 41 | 0.2 | 38 |

*Valores promedio para las dos últimas semanas de cada etapa

** Valores promedio de la etapa

8.2 Remoción del colorante Azul Directo 2

La determinación de la influencia del cosustrato en la degradación biológica del colorante Azul Directo 2 (AD2) se realizó en dos etapas experimentales: 1) alimentación de agua residual sintética (que posee proteína vegetal hidrolizada y maltodextrina como fuentes de carbono y que fue suministrada como cosustrato) mezclada con el colorante bajo tres diferentes cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d y 2) alimentación del colorante como única fuente de carbono. Durante las etapas experimentales, con cargas orgánicas de 3.4, 6.0, 11.9 y 0.57 kgDQO_d/m³·d, se mantuvo constante la concentración del colorante en 50 mg/l. En la figura 8.3 se presenta el comportamiento de la remoción del colorante determinado por medio de espectrofotometría a $\lambda=598$ nm.

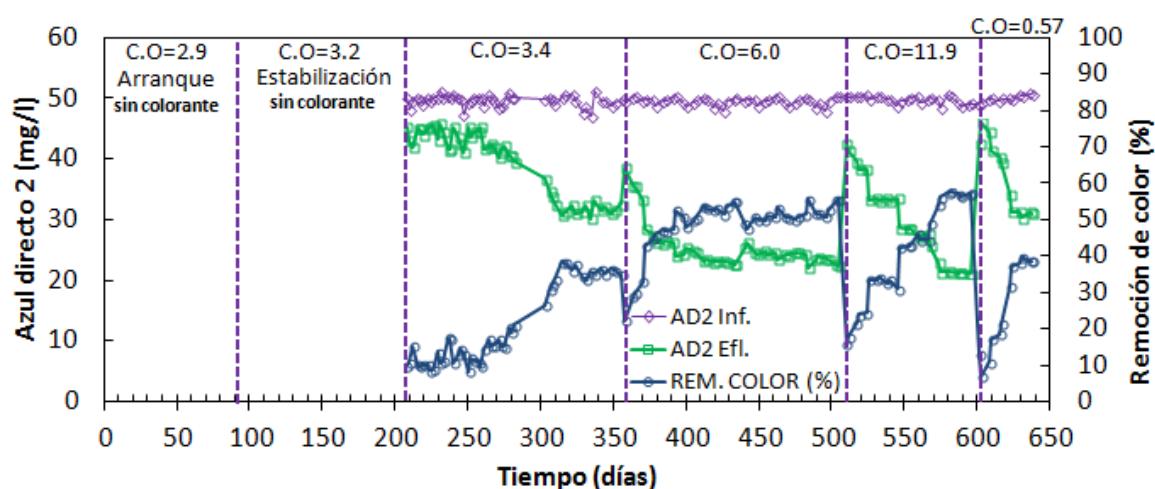


Figura 8.3 Remoción de colorante Azul Directo 2

La alimentación del colorante inició 208 días después de la puesta en marcha y estabilización del filtro aerobio bajo una carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d. Del día 208 al 280 se observó que la remoción de color estuvo entre 8 y 21 %. A partir del día 315 la remoción de color se incrementó gradualmente hasta alcanzar 38 % al final de esta fase experimental.

A partir del día 358 se duplicó la carga orgánica, con un valor promedio de 6.0 kgDQO_d/m³·d, y se observó que la remoción de color disminuyó al 20 % para luego aumentar de manera gradual y alcanzar un 56 % al final de la fase experimental. Nuevamente en el día 510 se duplicó la carga orgánica, con un valor promedio de 11.9 kgDQO_d/m³·d, y la remoción de color disminuyó al 16 %. Dos semanas después, la remoción de color aumentó progresivamente hasta 58 % al final de la fase experimental.

Durante las tres fases experimentales, con Azul Directo 2 y cosustrato, se observó que al incrementar la carga orgánica la remoción de color aumenta. Diversos autores han reportado que la remoción de colorantes procede más fácilmente cuando se encuentra presente un cosustrato que actúa como una fuente donadora de electrones y adicionalmente sugieren que al aumentar la relación cosustrato a colorante la decoloración se incrementa (Solís *et al.*, 2012; Van der Zee y Villaverde, 2005; Délee *et al.*, 1998).

A partir del día 601 de operación se suprimió el cosustrato y se alimentó únicamente el Azul Directo 2 como única fuente de carbono y, bajo estas condiciones, se obtuvo una carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³.d. Al inicio se observó una notable disminución de la remoción de color alcanzando valores entre 7 y 10 %; sin embargo la remoción aumentó gradualmente hasta alcanzar un 38 % al final de esta etapa experimental.

Algunos autores sugieren que los filtros biológicos aireados tienen un mejor desempeño cuando son operados a bajas cargas orgánicas (Farabegoli *et al.*, 2003; Hamoda y Abd-El.Bary, 1987). Bajo una carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³.d las remociones de DQO_d y colorante coinciden (39%) debido a que la única fuente de carbono en esta etapa es el Azul Directo 2. Aunque los microorganismos son capaces de degradar el colorante como único sustrato, las mayores remociones de color se obtuvieron en presencia de cosustrato. En la tabla 8.2 se presentan los resultados de la remoción de color para cada una de las etapas experimentales.

Tabla 8.2 Remoción de colorante Azul Directo 2

| <i>Etapa experimental</i> | <i>Carga orgánica (kgDQO_d/m³.d)**</i> | <i>AD2 efluente (mg/l)*</i> | <i>Porcentaje de remoción de AD2 (%)*</i> |
|---------------------------|---|-----------------------------|---|
| Colorante + ARS | 3.4 | 35 | 38 |
| | 6.0 | 22 | 56 |
| | 11.9 | 21 | 58 |
| Colorante | 0.57 | 31 | 39 |

La concentración de AD2 el influente fue constante para todas las etapas (50 mgAD2/l)

*Valores promedio para las dos últimas semanas de cada etapa

** Valores promedio de la etapa

En las figuras 8.4, 8.5, 8.6 y 8.7 se puede observar la decoloración del Azul Directo 2 en cada una de las cargas orgánicas de 3.4, 6.0, 11.9 y 0.57 kgDQO_d/m³.d. Estas fotografías muestran la apariencia del influente y del efluente al final de cada etapa experimental. En estas fotografías AE0 se refiere al influente del filtro y AE10 al efluente del mismo.



Figura 8.4 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³.d



Figura 8.5 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 6.0 kgDQO_d/m³.d



Figura 8.6 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³.d

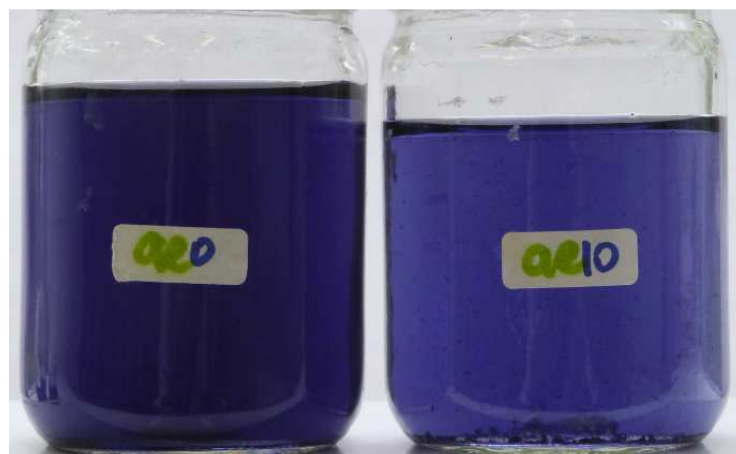


Figura 8.7 Apariencia del influente y efluente para la carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³.d, cuando el colorante fue empleado como única fuente de carbono

Empleando cromatografía de líquidos HPLC se corroboró la hipótesis planteada, en la metodología experimental para este trabajo (capítulo 5.4), en donde al romperse los enlaces

azo en colorante Azul Directo 2 se forman bendicina y 4-aminobifenil. Durante las etapas experimentales se realizaron perfiles de concentración de DQO_d, colorante y aminos a lo largo del lecho filtrante. En las figuras 8.8, 8.9 y 8.10 se presentan los perfiles de concentración de Azul Directo 2, bendicina y DQO_d para cada una de las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, respectivamente.

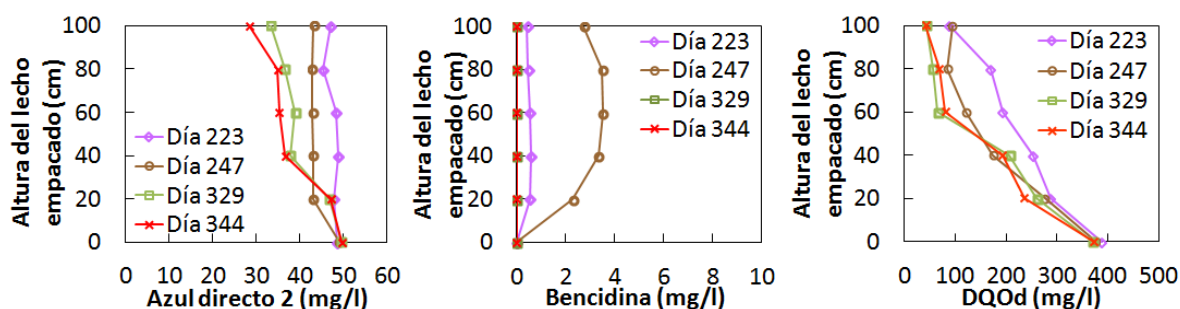


Figura 8.8 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d

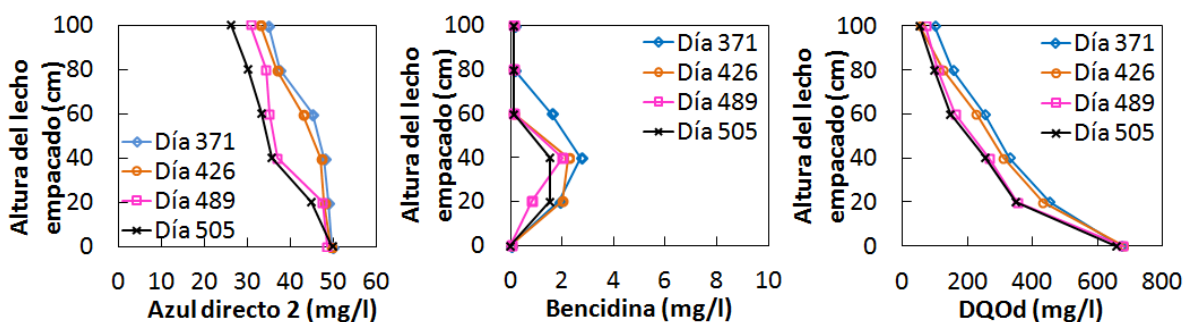


Figura 8.9 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 6.0 kgDQO_d/m³·d

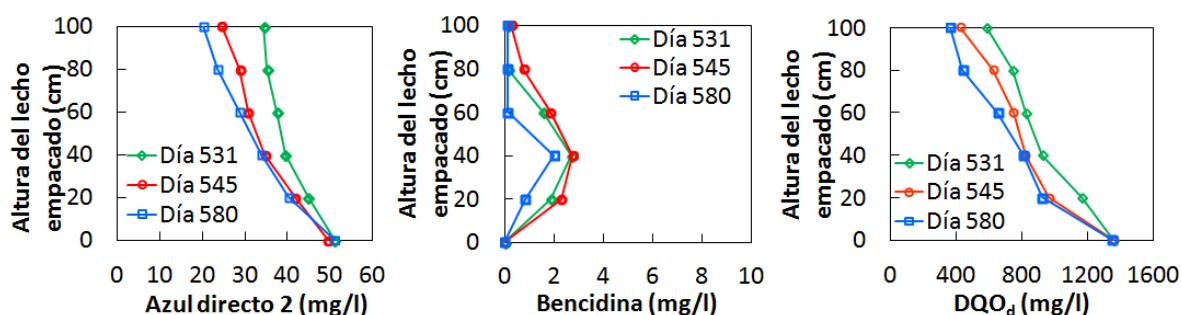


Figura 8.10 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³·d

En los perfiles de concentración se observa que para cada carga orgánica, a medida que transcurre el tiempo en cada fase experimental, la remoción de colorante y DQO_d aumenta. Con la carga orgánica de 3.4 kgDQO_d/m³·d la mayor concentración de bendicina fue de 3.5 mg/l; sin embargo, esta disminuye al llegar a la parte superior del lecho filtrante a 2.7 mg/l.

Para las cargas orgánicas de 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d las mayores concentraciones de bencidina fueron 2.3 y 2.6 mg/l, respectivamente. Para las tres cargas orgánicas se observa que la bencidina aumenta gradualmente y desaparece al alcanzar la parte superior del lecho filtrante.

En los perfiles de 4-aminobifenil se observa que para las cargas orgánicas de 3.4 y 6.0 kgDQO_d/m³·d no se detectó este compuesto en los diferentes puntos de muestreo del medio filtrante. Para la carga orgánica de 11.9 kgDQO_d/m³·d se observó que este compuesto aumenta gradualmente desde 1.6 mg/l en el fondo del filtro y disminuye a 0.25 mg/l en el efluente. Solamente bajo la carga orgánica más alta se detectó 4-aminobifenil, el cual es degradado bajo condiciones aerobias. Se concluye que los microorganismos tienen la capacidad, por una parte, de degradar el colorante en bencidina y 4-aminobifenil y, por otra, de utilizar estos últimos compuestos como fuente de carbono.

En la fase experimental final, al suspender el suministro de agua residual sintética, se observa que la remoción de color es menor comparada con las fases experimentales anteriores (figura 8.11). Durante esta fase experimental no se encontró bencidina y 4-aminobifenil en los perfiles realizados, lo cual indica que las dos aminos fueron mineralizadas bajo condiciones aerobias. Lo anterior coincide con Işık y Sponza (2003) quienes reportan que la bencidina y el 4-aminobifenil pueden ser completamente degradadas bajo condiciones aerobias.

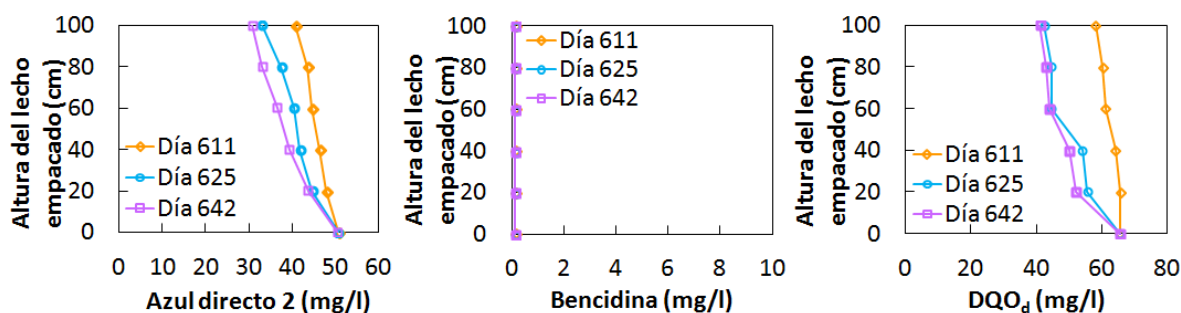


Figura 8.11 Perfiles de concentración para la carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³·d, colorante Azul Directo 2 como único sustrato

Algunos autores sugieren que la presencia de oxígeno inhibe la decoloración (Van der Zee y Villaverde, 2005; Işık y Sponza, 2003; Pearce *et al.*, 2003; Zissi y Liberatos, 1996); sin embargo, los resultados de este estudio demostraron que tanto el colorante directo Azul Directo 2 como sus productos de degradación (bencidina y el 4-aminobifenil) son degradados en una biopelícula aerobia y que la remoción del colorante y sus aminos es más efectiva cuando se encuentra presente un cosustrato que cuando el colorante se encuentra como única fuente de carbono.

Las biopelículas poseen una estructura heterogénea y porosa que es resultado del balance entre los procesos de desprendimiento (principalmente debido a los esfuerzos cortantes) y los procesos de crecimiento microbiano (debido a la influencia de la carga orgánica superficial) (Van Loosdrecht *et al.* 1995). La difusión del oxígeno al interior de las biopelículas depende

del consumo de sustrato y se ha encontrado que 200 μm es la profundidad máxima a la cual llega a difundirse el oxígeno disuelto (Zhang *et al.*, 1995; Zhang y Bishop, 1994).

En las biopelículas puede presentarse una estratificación de especies debida a la limitación en la difusión del oxígeno, por ello pueden encontrarse zonas aerobias y anaerobias (Zhang *et al.*, 1995; Zhang y Bishop 1994; Jiang y Bishop, 1994). Considerando lo sugerido por Zhang y Bishop (1994), la profundidad límite a la cual el oxígeno disuelto puede difundirse en una biopelícula es de 200 μm y que, el tezontle posee poros con una profundidad entre 200 y 800 μm (Millán, 2005). En una biopelícula que crece en tezontle pueden existir zonas anaerobias en el interior de los poros del tezontle y, en la superficie, zonas aerobias. Con esto la degradación de los colorantes azo se llevaría a cabo de una manera integral; es decir, se lograría la decoloración y la degradación de las aminas producto del rompimiento del enlace azo.

8.3 Comportamiento de los nutrientes nitrógeno y fósforo

La eliminación biológica de nitrógeno de las aguas residuales requiere de un proceso en dos etapas (Ahn, 2006):

- 1) la nitrificación implica, bajo condiciones aerobias, la oxidación del amonio (NH_4^+) a nitrito (NO_2^-) seguido de la oxidación del nitrito a nitrato (NO_3^-). En este proceso participan microorganismos quimiolitótrofos que utilizan el amonio como fuente de protones, el oxígeno molecular como aceptor de electrones y el CO_2 como fuente de carbono.
- 2) la desnitrificación implica la reducción del nitrato y nitrito, bajo condiciones anóxicas, a nitrógeno molecular. En esta etapa participan microorganismos quimioorganótrofos que emplean el nitrito y/o el nitrato como aceptores de electrones y la materia orgánica como fuente de carbono y energía.

La nitrificación en los sistemas de filtración biológica está limitada básicamente por el oxígeno disuelto. Beg *et al.* (1995) sugieren que, en un filtro biológico de flujo ascendente, la mayoría de los sustratos orgánicos alimentados se consumen en la parte inferior del filtro, entrada del influente, aumentando el consumo de oxígeno disuelto. En los perfiles de concentración a lo largo del medio filtrante observaron que el oxígeno disuelto era limitante cerca de la entrada del reactor pero su concentración aumentaba en el centro del medio filtrante cuando los sustratos orgánicos ya habían sido consumidos y podía presentarse la nitrificación. Chen y Cheng (1994) y Boller *et al.*, (1994) sugieren que debe mantenerse una concentración de oxígeno disuelto entre 4 y 5 mg/l para que se lleve a cabo la nitrificación.

En la figura 8.12 se presenta el comportamiento del nitrógeno amoniacal (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-) durante las diferentes etapas experimentales. En la etapa de puesta en marcha del filtro aerobio se observan fluctuaciones de la concentración de NH_4^+ debido al ajuste que se realizó en el agua residual sintética. En esta etapa se obtuvo una remoción de NH_4^+ de 87 %. Durante las demás etapas experimentales dicha concentración se mantuvo en 30 mgNH_4^+/l con una carga de nitrógeno amoniacal de 0.25 $\text{kgN-NH}_4^+/\text{m}^3\cdot\text{d}$.

En la etapa de estabilización se observó que se estaba llevando a cabo la nitrificación y que la remoción de NH_4^+ aumentó alcanzando cerca del 90 %; en el efluente se obtuvo una concentración de nitrato entre 22 y 23 mgNO_3^-/l , al final de la etapa.

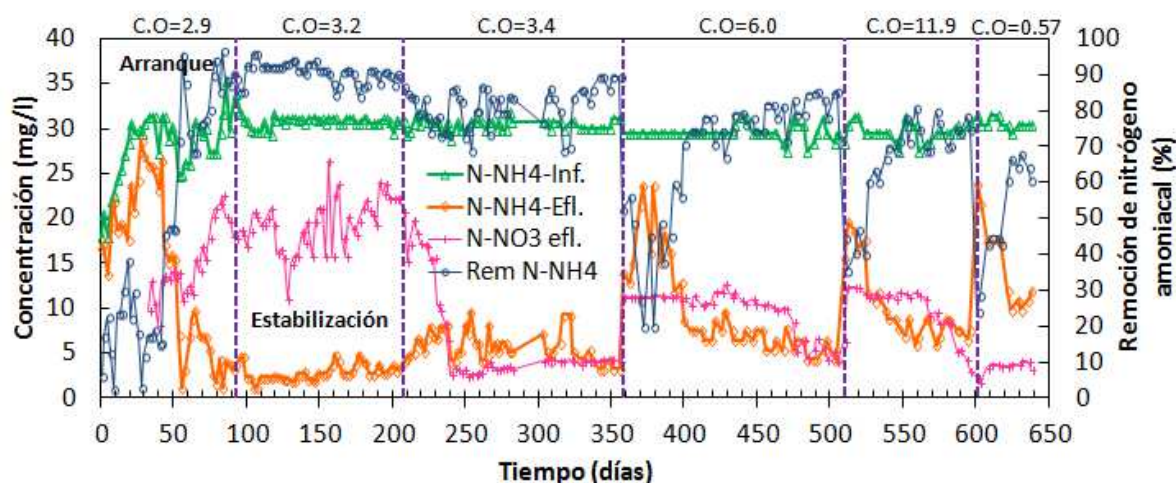


Figura 8.12 Nitrógeno amoniacal y nitratos en el tiempo

Al alimentar el Azul Directo 2 y al aumentar la carga orgánica la remoción de nitrógeno amoniacal disminuye. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 $\text{kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ se obtuvieron remociones de NH_4^+ de 88, 84 y 74 %, respectivamente al final de cada fase experimental. Al inicio de cada fase experimental se observó un ligero aumento de la concentración de nitratos; sin embargo, esta disminuyó y se determinaron concentraciones entre 3 y 5 mgNO_3^-/l en el efluente.

Durante la etapa experimental final, al alimentar el colorante como único sustrato bajo una carga orgánica de 0.57 $\text{kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$, se observó el aumento de la concentración de nitrógeno amoniacal en el efluente y se obtuvo una remoción de NH_4^+ de 64 % al final de esta etapa experimental. La concentración de nitrato en el efluente se determinó entre 3 y 4 mgNO_3^-/l .

A lo largo de las etapas experimentales se observó que los nitritos en el efluente se mantuvieron entre 0.8 y 1.2 mgNO_2^-/l .

En la figura 8.13 se presentan los perfiles de concentración de nitrógeno amoniacal a lo largo del medio filtrante para cada una de las cargas orgánicas. En ellos se observa que la nitrificación se intensifica después de los primeros 20 cm del medio filtrante; esto debido a que al entrar al filtro el influente inicia el consumo de los sustratos orgánicos (Beg *et al.*, 1995). A pesar de que el retrolavado del medio filtrante se realizó diariamente para evitar la estratificación de especies a lo largo del filtro, podría presentarse una competencia entre las bacterias heterótrofas, que consumen los sustratos orgánicos y el oxígeno disuelto, y las bacterias autótrofas responsables de la nitrificación.

Van Loosdrecht *et al.* (1995) y Zhang *et al.* (1994) sugieren que la disminución de los procesos de nitrificación es una consecuencia del desarrollo de una mayor concentración de bacterias heterótrofas con cargas orgánicas mayores y a la disminución del tiempo de retención celular.

Al haber una mayor disponibilidad de materia orgánica para los microorganismos heterótrofos, los cuales poseen una velocidad de consumo mayor que las bacterias autótrofas, compiten por la disponibilidad de oxígeno disuelto desplazando a las bacterias nitrificantes.

De acuerdo con la figura 8.13 las concentraciones de nitrógeno amoniacal en el efluente, al final de cada etapa experimental, se encuentran entre 3 y 4 mgNH₄⁺/l para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³.d y entre 9 y 11 mgNH₄⁺/l para la carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³.d. En la figura 7.13d se observa que, bajo una carga orgánica de 0.57 kgDQO_d/m³.d, la nitrificación inicia desde el fondo del filtro; sin embargo, no se alcanza una nitrificación completa en esta etapa experimental.

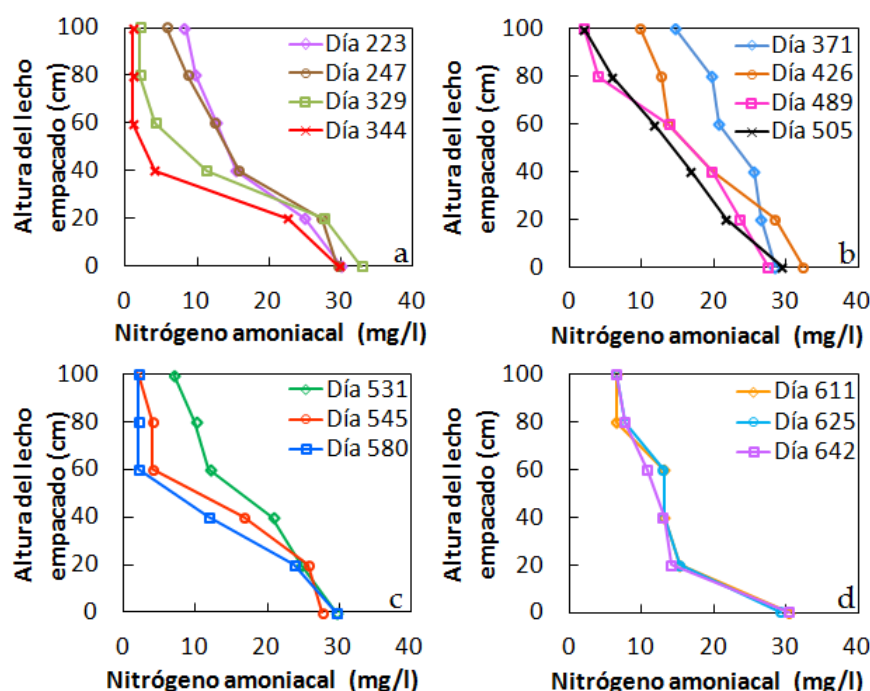


Figura 8.13 Perfiles de concentración de nitrógeno amoniacal bajo las cargas orgánicas de (a) 3.4, (b) 6.0, (c) 11.9 y (d) 0.57 kgDQO_d/m³.d

La remoción de fósforo se logra a través de la incorporación del fósforo en la biomasa: mientras mayor sea la tasa de crecimiento de la biomasa en el reactor se logrará una mayor remoción de fósforo.

En la figura 8.14 se presenta el comportamiento del fósforo (P) de ortofosfatos a lo largo de las diferentes etapas experimentales. La concentración de fósforo en el influente se mantuvo, en promedio, en 10 mg/l. Durante la puesta en marcha del filtro se observó una remoción promedio de fósforo del 80 % esto debido a que el fósforo fue empleado por los microorganismos para su crecimiento y mantenimiento durante el proceso de establecimiento de la biopelícula. Una vez estabilizado el filtro se observa que la remoción de fósforo disminuye obteniendo remociones el 28 %.

Bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d se obtuvieron remociones promedio de fósforo del 14, 11 y 10 %, respectivamente. Se observó que a medida que aumenta la carga orgánica la remoción de fósforo disminuye ligeramente. Al disminuir la carga orgánica a 0.57 kgDQO_d/m³·d no se observó la alteración de la remoción de fósforo y se obtuvieron remociones del 13 %.

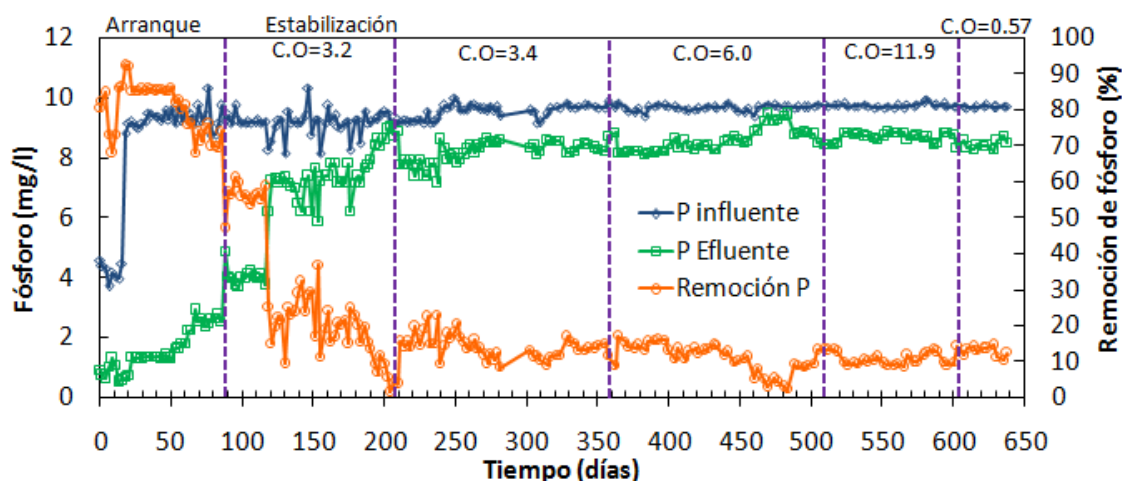


Figura 8.14 Comportamiento del fósforo en el tiempo

8.4 Sólidos suspendidos en el efluente

Durante la puesta en marcha del filtro biológico se observó una gran concentración de sólidos suspendidos en el efluente que corresponden a biomasa que se desprende (SSV). En la figura 8.15 se puede observar que, durante la etapa de estabilización, la presencia de sólidos suspendidos totales y volátiles disminuye notoriamente.

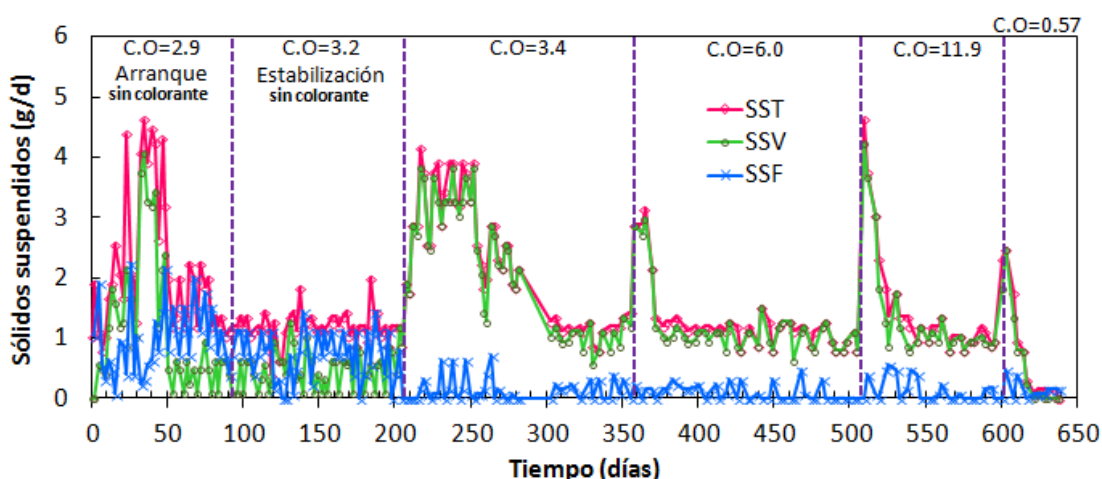


Figura 8.15 Sólidos suspendidos totales, volátiles y fijos en el efluente

Al alimentar el colorante Azul Directo 2 como único sustrato y disminuir la carga orgánica a $0.57 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ se observó el aumento de la concentración de sólidos suspendidos en el efluente durante las dos primeras semanas. La concentración de SST en el efluente, al finalizar esta etapa experimental, disminuye a cero.

En la tabla 8.3 se puede observar que, durante las etapas de puesta en marcha y estabilización, entre el 43 y 51 % de los SST corresponden a SSV. Durante las etapas operadas bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y $11.9 \text{ kgDQO}_d/\text{m}^3\cdot\text{d}$ se observa que entre el 86 y 99 % de los SST corresponden a SSV. En estas etapas se observa que la concentración de SSV en el efluente disminuyó comparada con las etapas anteriores (Figura 7.15).

Tabla 8.3 Sólidos suspendidos totales y volátiles en el efluente

| <i>Etapa experimental</i> | <i>Carga orgánica (kgDQO_d/m³·d)**</i> | <i>SST (g/d)*</i> | <i>SSV (g/d)*</i> | <i>Relación SSV/SST</i> |
|---------------------------|---|-------------------|-------------------|-------------------------|
| Puesta en marcha | 2.9 | 1.36 | 0.43 | 0.32 |
| Estabilización | 3.2 | 1.09 | 0.51 | 0.65 |
| Colorante + ARS | 3.4 | 1.25 | 1.08 | 0.86 |
| | 6.0 | 0.91 | 0.90 | 0.99 |
| Colorante | 11.9 | 1.01 | 0.95 | 0.95 |
| | 0.57 | 0.12 | 0.01 | 0.08 |

*Valores promedio para las dos últimas semanas de cada etapa

** Valores promedio de la etapa

8.5 Tiempo de retención celular y biomasa en el retrolavado

El retrolavado del medio filtrante se realizó diariamente para prevenir la obstrucción del medio filtrante debido al crecimiento de la biopelícula y para propiciar la distribución uniforme de especies microbianas a lo largo del medio filtrante y evitando así la estratificación de las mismas. El procedimiento de retrolavado efectuado se describe en el capítulo 6.2.

La figura 8.16 presenta el comportamiento de los sólidos suspendidos totales y volátiles en el agua del retrolavado así como el nitrógeno Kjeldahl de la biomasa. La determinación del nitrógeno orgánico en las piedras del medio filtrante se empleó como una estimación de la concentración de microorganismos presentes en el filtro al no poder ser determinada como sólidos adheridos al medio de soporte.

Durante la etapa de puesta en marcha se observa el incremento de los SST y SSV en el agua de retrolavado a medida que progresa el establecimiento de la biopelícula en el medio filtrante. En la etapa de estabilización se observó que la concentración de sólidos en el agua de retrolavado disminuyó y se mantiene constante. Al alimentar el colorante Azul Directo 2 la concentración de sólidos presentes en el retrolavado aumenta ligeramente con respecto a la etapa anterior; sin embargo, los sólidos disminuyen al final de esta fase experimental.

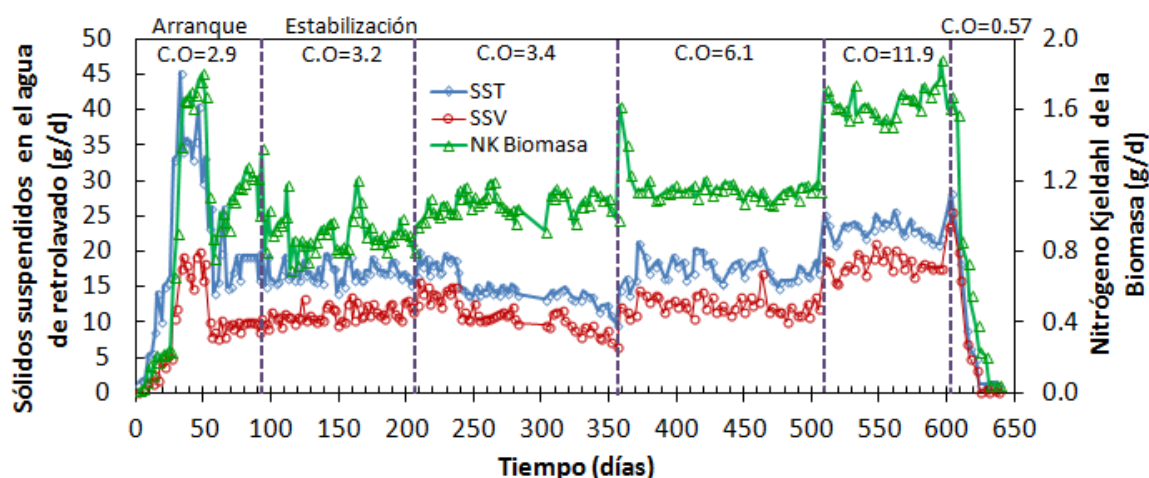


Figura 8.16 Sólidos suspendidos totales, volátiles y nitrógeno Kjeldahl de la biomasa en el agua de retrolavado

Bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_a/m³·d se observó que al aumentar la carga orgánica aumenta la concentración de sólidos suspendidos totales y volátiles en el retrolavado y así mismo la concentración de nitrógeno Kjeldahl determinada para la biomasa en el presente en el agua de retrolavado.

Al suprimir la alimentación del agua residual sintética (cosustrato) y disminuir drásticamente la carga orgánica (0.57 kgDQO_a/m³·d) se observa una disminución notable de la concentración de SST y SSV en el agua de retrolavado. A partir del día 610 de operación los sólidos suspendidos totales y volátiles disminuyen presentando concentraciones muy bajas indicando que la carga orgánica es muy baja y que, a pesar de que los microorganismos se han adaptado al Azul Directo 2, el colorante azo no es un sustrato adecuado para el mantenimiento de una biopelícula cuando se alimenta como única fuente de carbono.

Por medio de un balance de nitrógeno Kjeldahl en el filtro se puede establecer el tiempo de retención celular (TRC). Considerando el nitrógeno asociado a la biomasa adherida en las piedras de tezontle y el número de piedras en el reactor se puede calcular la concentración de biomasa en el filtro (ver ecuación 7.1, capítulo 7.5).

En la figura 8.17 se muestra el comportamiento del TRC durante las diferentes etapas experimentales. Los TRC fueron determinados al inicio, en la mitad y al final de cada etapa experimental. En las etapas de puesta en marcha y bajo las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_a/m³·d se observa que, a medida que aumenta la carga orgánica, el TRC disminuye; las líneas punteadas muestran la tendencia y delimitan el intervalo de TRC de acuerdo con la carga orgánica. Cuando hay una mayor concentración de sustrato disponible la regeneración de la biopelícula es mayor y el tiempo de permanencia de los microorganismos en el sistema es menor (tabla 8.4). Sin embargo, los valores obtenidos de TRC para las tres cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_a/m³·d son similares debido a que el retrolavado diario mantiene la concentración de biomasa constante dentro del filtro biológico.

Durante la operación bajo la carga de 0.57 kgDQO_d/m³.d se observó que el TRC aumentó comparado con las demás etapas (tabla 8.4), inicialmente el TRC aumentó de 12 días hasta 115 días al final de esta etapa experimental. Con respecto a la degradación del Azul Directo 2 se logró la mayor remoción (58 %) de color con un TRC de 3.1 días bajo la carga de 11.9 kgDQO_d/m³.d.

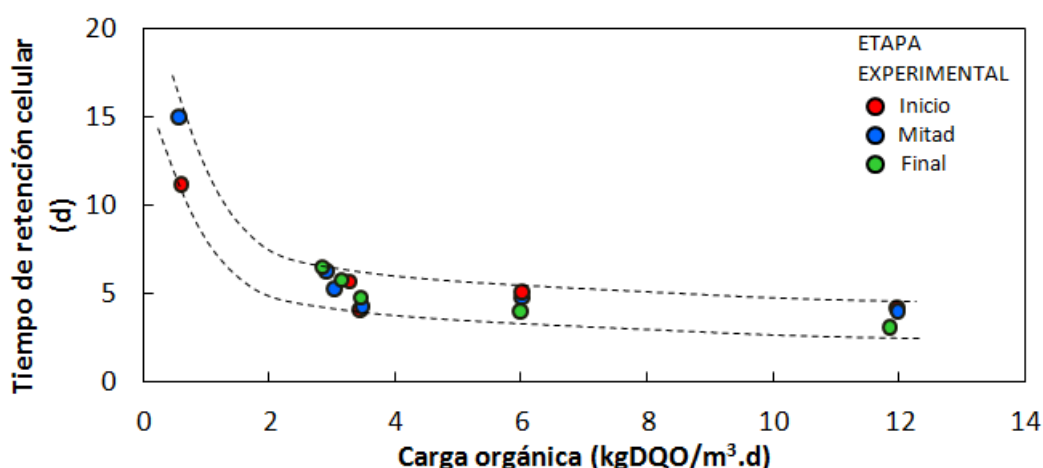


Figura 8.17 Tiempo de retención celular de acuerdo con la carga orgánica

A través de los sólidos suspendidos volátiles desprendidos por el retrolavado (biomasa) y de la DQO_d removida puede estimarse el coeficiente de rendimiento (Y) expresado en gSSV_{producidos}/gDQO_{d removida}. En la tabla 8.4 se presentan las relaciones entre los sólidos suspendidos para cada etapa y el nitrógeno orgánico, así como el TRC promedio y el coeficiente de rendimiento.

Tabla 8.4 Relaciones de sólidos suspendidos totales (SST), volátiles (SSV) y fijos (SSF), nitrógeno orgánico (NK) en el retrolavado, TRC y coeficiente de rendimiento (Y) para las etapas experimentales. Valores al final de cada etapa experimental

| C.O (kgDQO _d / m ³ .d) | SST (g/d) | SSV (g/d) | SSF (g/d) | NK (g/d) | SSV/ SST | SSF/ SST | NK/ SSV | TRC (d) | Y (gSSV _{prod} / gDQO _{d rem}) |
|--|--------------|--------------|--------------|-------------|-------------|-------------|------------|------------|--|
| 2.9 | 18.8 | 9.7 | 9.1 | 1.2 | 0.52 | 0.48 | 0.12 | 6.3 | 0.37 |
| 3.2 | 16.4 | 11.8 | 4.6 | 0.9 | 0.72 | 0.28 | 0.08 | 5.8 | 0.45 |
| 3.4 | 14.7 | 10.8 | 3.9 | 1.1 | 0.73 | 0.27 | 0.10 | 4.8 | 0.23 |
| 6.0 | 17.2 | 11.8 | 5.4 | 1.1 | 0.69 | 0.31 | 0.09 | 4.0 | 0.24 |
| 11.9 | 22.0 | 17.8 | 4.2 | 1.7 | 0.81 | 0.19 | 0.10 | 3.1 | 0.24 |
| 0.57 | 1.9 | 0.8 | 1.1 | 0.2 | 0.42 | 0.58 | 0.25 | 115 | 0.07 |

Las relaciones entre los sólidos suspendidos volátiles y totales muestran que para las etapas de puesta en marcha y estabilización entre el 52 y 72 % de los SST corresponden a SSV y lo restante a SSF, los cuales representan el tezontle producto del desgaste ocasionado por el retrolavado. A medida que aumenta la carga orgánica aumenta la concentración de SSV y NK

en el retrolavado. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d los porcentajes de SST que corresponden a SSV se encontraron en 73, 69 y 81 %, respectivamente.

Con respecto a la relación de nitrógeno Kjeldahl contenida en los SSV para la etapa de puesta en marcha y estabilización se encontró que entre el 8 y 12 % de los SSV corresponde a NK. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0, 11.9 y 0.57 kgDQO_d/m³·d se encontró que estos porcentajes estuvieron entre 9 y 10 %.

También se calcularon los coeficientes de rendimiento para cada etapa experimental encontrando que para la etapa de puesta en marcha y estabilización se obtuvieron valores de 0.37 y 0.45 gSSV_{prod}/gDQO_{drem}, respectivamente; y bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d los coeficientes de rendimiento promedio son 0.23, 0.24 y 0.24 gSSV_{prod}/gDQO_{drem}, respectivamente, los cuales concuerdan con lo reportado entre 0.2 – 0.6 gSSV/gDQO (Crites y Tchobanoglous, 1998). Durante la etapa en la cual se alimentó el colorante Azul Directo 2 como único sustrato bajo una carga de 0.57 kgDQO_d/m³·d el coeficiente de rendimiento fue 0.07 gSSV_{prod}/gDQO_{drem} el cual es menor comparado con las etapas anteriores.

9. CONCLUSIONES

En este trabajo de investigación se evaluó el desempeño de dos filtros biológicos a nivel piloto, uno aerobio y otro anaerobio, en la degradación del colorante Azul Directo 2. Los filtros se empacaron con piedra volcánica (*tezontle*) y se operaron bajo diferentes cargas orgánicas en presencia y ausencia de agua residual empleada como cosustrato. El comportamiento hidráulico de los filtros se analizó por medio de pruebas de trazado y empleando los modelos de Dispersión Axial (Smith) y de Wolf y Resnick para reactores no ideales. Las conclusiones de este estudio son las siguientes:

- La remoción de colorante aumenta con la carga orgánica. Para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d, en el filtro anaerobio, se obtuvieron remociones de color de 35, 56 y 61 %, respectivamente y, en el filtro aerobio, las remociones de color fueron 33, 56 y 58 %, respectivamente. Cuando el colorante fue la única fuente de carbono la carga orgánica se redujo a 0.54 kgDQO_d/m³·d y la remoción fue de 36 % para el filtro anaerobio y 39 % para el filtro aerobio. A pesar de que los microorganismos, bajo condiciones anaerobias y aerobias, pueden degradar el colorante como único sustrato, las mayores remociones de color se obtuvieron en presencia de cosustrato.
- Se demostró que el colorante se degrada, primero, en bencidina y 4-aminobifenil como productos de la ruptura del enlace azo, para luego ser mineralizados por los microorganismos de las biopelículas tanto bajo condiciones aerobias como anaerobias.
- A través de pruebas de trazado y modelos matemáticos se comprobó que el crecimiento de la biopelícula sobre el material de empaque influye en el comportamiento hidráulico de los filtros biológicos. Sin embargo, el desempeño de los filtros biológicos, aerobio y anaerobio, en la degradación del colorante Azul Directo 2 no es afectado por las

variaciones en el comportamiento hidráulico bajo las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 kgDQO_d/m³·d.

- Los resultados arrojados por los modelos de Dispersión Axial y Wolf y Resnick son similares pudiéndose comprobar, por medio de dos métodos, la confiabilidad de los resultados sobre las desviaciones de la idealidad de los filtros con y sin aireación, con y sin biopelícula, los volúmenes de zonas muertas y la distribución de los tiempos de retención hidráulica. A pesar de que el modelo de Dispersión Axial no considera, de manera integral, la posibilidad de cálculo de zonas muertas, se adaptó para calcular las zonas muertas considerando las diferencias entre volúmenes, determinados experimentalmente y empleando el modelo, bajo diferentes condiciones de operación del filtro.

Filtros biológicos SIN biopelícula

- El volumen muerto determinado para el filtro sin aireación es el resultado de la formación de canales que causan una disminución del volumen útil del filtro. En el caso del filtro con aireación se debe a la gran turbulencia que provoca el aire en el medio filtrante. El filtro con aireación presentó un volumen muerto de 83 % y el comportamiento hidráulico es de 14 % mezcla completa y 3 % de flujo pistón. El filtro sin aireación presentó un comportamiento hidráulico predominantemente de flujo pistón (74 %) y 19 % de zonas muertas.
- Contrariamente a lo esperado, en el filtro aireado, al introducir caudales de aire de 2 a 10 l/min se comprobó que el caudal de aire no afecta el comportamiento hidráulico del filtro.
- Las zonas muertas que presenta el filtro con aireación, empacado con el medio nuevo, resultan de la distribución irregular de las partículas en el lecho filtrante. Estas zonas muertas son menores en el medio filtrante desgastado debido a que el retrolavado causa la abrasión de las partículas de tezontle haciendo que, con el tiempo, adquieran formas más regulares al eliminarse las "puntas" o "esquinas" y se obtienen partículas con formas más regulares y una distribución más homogénea de éstas dentro del filtro. La porosidad aparente del lecho filtrante disminuye y la distribución del flujo es más uniforme. El filtro sin aireación, con medio desgastado, presenta menor porcentaje de zonas de volumen muerto (8 %) comparado con el filtro con aireación (79 %).

Filtros biológicos CON biopelícula

- En el filtro aerobio se observó que a medida aumenta la carga orgánica los patrones de flujo no son afectados por el crecimiento de la biopelícula debido a que 1) el procedimiento de retrolavado se realiza diariamente manteniendo el grosor de la biopelícula constante y 2) al aumentar la carga orgánica no se observa una disminución significativa de la porosidad aparente del lecho filtrante. El comportamiento hidráulico es

similar entre cargas orgánicas y se determinó que el coeficiente de dispersión, para las tres cargas orgánicas, es el mismo, $DL/uL=0.38$.

- En el filtro anaerobio, el comportamiento hidráulico se modifica con el aumento en la carga orgánica. Los coeficientes de dispersión de 0.020, 0.025 y 0.072 para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 $\text{kgDQO}_a/\text{m}^3\cdot\text{d}$, respectivamente. Al aumentar el grosor de la biopelícula disminuye la porosidad aparente del medio filtrante se propicia la formación de canales preferenciales de flujo y aumenta la dispersión.
- El comportamiento hidráulico del filtro aerobio difiere del observado en el filtro anaerobio. En el filtro anaerobio presentó un comportamiento hidráulico predominantemente de flujo pistón y se observó que al aumentar la carga orgánica aumentan las zonas de volumen muerto; para las cargas orgánicas de 3.4, 6.0 y 11.9 $\text{kgDQO}_a/\text{m}^3\cdot\text{d}$ se obtuvieron 2, 3, 11 %, respectivamente. El filtro aerobio presentó un comportamiento predominante de mezcla completa con 19 % de volumen muerto bajo las tres cargas orgánicas.

10. REFERENCIAS

- AN, H., QIAN, Y., GU, X., TANG, W.Z. (1996). Biological treatment of dye wastewaters using an anaerobic-oxic system. *Chemosphere*. **33**(4): 2533-2542.
- AHN. Y.H. (2006). Sustainable nitrogen elimination biotechnologies: A review. *Process Biochemistry*. **41**(8): 1709-1721.
- ANJANEYULU. Y., SREEDHARA CHARY, N., SUMAN RAJ, D.S. (2005). Decolourization of industrial effluents - available methods and emerging technologies - a review. *Reviews in Environmental Science and Biotechnology*. **4**(4): 245-273.
- APHA, AWWA, WCPF. (1992). Translation of: *Standard methods for the examination of water and wastewater*, 17th ed. American Public Health Association, American Water Works Association y Water Pollution Control Federation. Washington D.C., EEUU.
- ATLAS, R.M., BARTHA, R. (2002). *Ecología microbiana y microbiología ambiental*. Pearson Education S.A. Madrid.
- BANDALA, E.R., PELÁEZ, M.A., GARCÍA-LÓPEZ, A.J., SALGADO, M., MOELLER, G. (2008). Photocatalytic decolourisation of synthetic and real textile wastewater containing benzidine-based azo dyes. *Chemical Engineering Processes* **47**(2): 169-176.
- BANAT, I., NIGAM., P., SINGH, D., MARCHANT., R. (1996). Microbial decolorization of textile-dye-containing effluents: a review. *Bioresource Technology* **58**(3): 217-227
- BEG S.A., HASSAN M.M., CHAUDHRY M.A.S. (1995) Multi-substrate analysis of carbon oxidation and nitrification in an upflow packed-bed biofilm reactor. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*. **24**(3): 367-378.
- BOLLER, M., GUJER, W., TSUCHI, M. (1994). Parameters affecting nitrifying biofilm reactors. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 1-11.

- CANLER, J.P., PERRET, J.M. (1994). Biological aerated filters: assessment of the process based on 12 sewage treatment plants. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 13-22.
- CARLIELL, C.M. (1993). *Biological degradation of azo dyes in an anaerobic system*. Master's Thesis. University of Natal. South Africa.
- CARLIELL, C.M., BARCLAY, S.J., NAIDOO, N., BUCKLEY, C.A., MULHOLLAND, D.A., SENIOR, E. (1995). Microbial decolourisation of a reactive azo dye under anaerobic conditions. *Water S.A* **21**(1): 61-69.
- ÇEÇEN, F., GÖNENÇ, I.E. (1994). Nitrogen removal characteristics of nitrification and denitrification filters. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 409-416.
- CERVANTES, F., DOS SANTOS, A., BISSCHOPS, A. (2006). *Advanced biological treatment processes for industrial wastewaters. Closing process water cycles and product recovery in textile industry: perspective for biological treatment*. IWA Publishing, London, UK.
- CHANG, J-S., CHOU, C., LIN, Y-C., LIN, P-J., HO, J-Y., HU, TL. (2001). Kinetic characteristics of bacterial azo-dye Decolorization by *Pseudomonas luteola*. *Water Research*. **35**(12): 2841-2850.
- CHEN, S., CHENG, S. (1994). The enhancement of nitrification by indirect aeration and kinetic control in a submerged biofilm reactor. *Water Science and Technology*. **30**(11): 79-90.
- CHEN, S., LING., J., BLANCHETON, J-P. (2006). Nitrification kinetics of biofilm as affected by water quality factors. *Aquacultural Engineering* **34**(3): 179-197.
- CHEN, K-C., WU, J-Y., LIOU, D-J., HWANG, S-C.J. (2003). Decolorization of the textile dyes by newly isolated bacterial strains. *Journal of Biotechnology*. **101** (1): 57-68.
- CHOLETE, A., CLOUTIER., I. (1959). Mixing efficiency determinations for continuous flow systems. *The Canadian Journal of Chemical Engineering*. **37**(3): 105-112.
- COBOS-BECERRA, Y.L. (2009). *Eliminación de nitrógeno amoniacal y nitratos usando gránulos aerobios*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- CONAGUA (2009). Comisión Nacional del Agua. *Estadísticas del agua en México*. Ed. 2010.
- COUGHLIN, M.F., KINKLE, B.K., BISHOP, P.L. (2002). Degradation of acid orange 7 in an aerobic biofilm. *Chemosphere*. **46**(1): 11-19.
- CRITES, R.W., TCHOBANOGLOUS, G. (1998). *Small decentralized wastewater management systems*. McGraw Hill. Boston, EEUU.
- CRUZ, A., BUITRÓN, G. (2001). Biodegradation of disperse blue 79 using sequenced anaerobic/aerobic biofilters. *Water Science and Technology* **44**(4): 159-166.

- DE NARDI, IR., ZAIAT, M., FORESTI, E. (1999). Influence of the tracer characteristics on hydrodynamic models of packed bed bioreactors. *Bioprocess Engineering*. **21** (5): 469-476.
- DELÉE, W., O'NEILL, C., HAWKES, F., PIHEIRO, H. (1998). Anaerobic treatment of textile effluents: a review. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology* **73** (4): 323-335.
- DESBOS, G., ROGALLA, F., SIBONY, J., BOURBIGOT, M. (1989). *Biofiltration as a compact technique for small wastewater treatment plants*. Conference Secretarial Wastewater. Trondheim, 159-166.
- DOS SANTOS, A.B., CERVANTES, F.J., VAN LIER, J.B. (2007). Review paper on current technologies for decolourisation of textile wastewaters: Perspectives for anaerobic biotechnology. *Bioresorce Technology* **98**(12): 2369-2385.
- EICKI, P., LEUPOLD, G., PARLAR, H. (2001). Degradability of selected dye metabolites in activated sludge systems. *Chemosphere*. **44**(4): 721 - 728.
- ELMITWALLI, T.A., VAN DUN, M., BRUNING, H., ZEEMAN, G., LETTINGA, G. (2000). The role of filter media in removing suspended and colloidal particles in an anaerobic reactor treating domestic sewage. *Bioresource Technology*. **72**(3): 235-242.
- EPA (1996). *Best Management Practices for Pollution Prevention in the Textile Industry*. U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, USA.
- ESCUDIÉ, R., CONTE, T., STEYES, J.P. AND DELGENÈS, J.P. (2005). Hydrodynamic and biokinetic models of an anaerobic fixed-bed reactor. *Process Biochemistry*. **40**(7): 2311-2323.
- FARABEGOLI, G., CARUCCI, A., GANDOLFO, G., ROLLE, E., VIOTTI, P. (2003). Experimental study on carbon removal in biological aerated filters. *Water Science and Technology*. **48**(11-12):235-42.
- FATIHAN, S., DONELLI, T. (2008). Effect of media volume on mixing of biological aerated filters. *Journal of Environmental Engineering Science*. **7**(10): 229-236.
- FIELD, J.A., STAMS, A.J.M., KATO, M., SCHRAA, G. (1995). Enhanced biodegradation of aromatic pollutants in cocultures of anaerobic and aerobic bacterial consortia. *Antoine van Leuvenhoek*. **67**(1): 47-77.
- FITZGERALD, S.W., BISHOP, P.L. (1995). Two stage anaerobic/aerobic treatment of sulfonated azo dyes. *Journal of Environmental Science and Health Part A-Environmental Science and Engineering and Toxicology*. **A30**(6): 1251-1276.
- FITZPATRICK, C.S.B. (1998). Media properties and their effect on filter performance and backwashing. *Water Science and Technology*. **38**(6): 105-111
- FOGLER, S. (2001). *Elementos de ingeniería de las reacciones químicas*. 3ª edición. Pearson Education. EEUU.

- FORGACS, E., CSERHÁTI, T., OROS, G. (2004). Removal of synthetic dyes from wastewaters: a review. *Environment International*. **30**(7): 953-971.
- FU, Y.C., JIANG, H., BISHOP, P. (1994). An inhibition study of the effect of azo dyes on bioactivity of biofilms. *Water Science and Technology*. **29**(7): 365-772.
- FURMAN, L., LECLERC, J.P., STEGOWSKI, Z. (2005). Tracer investigation of a packed column under variable flow. *Chemical Engineering Science*. **60**(11): 3043-3048.
- GANESH, R., BOARDMAN, G.D., MICHELSEN, D. (1994). Fate of azo dye in sludge. *Water Research*. **28**(6): 1367-1376.
- GOLKA, K., KOPPS, S., MYSLAK, Z.W. (2004) Carcinogenicity of azo colorants: influence of solubility and bioavailability. *Toxicology Letters*. **151**(1): 203-210.
- GONÇALVES, R.F., LE GRAND, L. Y ROGALLA, F. (1994). Biological phosphorus uptake in submerged biofilters with nitrogen removal. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 135-143.
- GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, S., DUQUE-LUCIANO, J. (1992). Aerobic submerged biofilm reactors for wastewater treatment. *Water Research*. **26**(6): 825-833.
- GONZÁLEZ-MARTINEZ, S., PIÑA-MONDRAGON, S., GONZÁLEZ-BARCELÓ, Ó. (2010). Treatment of the azo dye direct blue 2 in a biological aerated filter under anaerobic/aerobic conditions. *Water Science and Technology*. **61**(3): 789 - 796.
- GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, S., MILLÁN, T., GONZÁLEZ-BARCELÓ, Ó. (2007). Biological aerated filtration of municipal wastewater using a low-cost filtration media. *Water Science and Technology*. **55**(7): 255-262.
- GROBICKI, A., STUCKEY, D. C. (1992). Hydrodynamic characteristics of the anaerobic baffled reactor. *Water Research*. **26**(3): 371-378.
- HAI, F., YAMAMOTO, K., FUKUSHI, K. (2002). Hybrid treatment systems for dye wastewater. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*. **37**(4): 315 - 377.
- HAMODA. M. F., ABD-EL-BARY, F. (1987). Operating characteristics of the aerated submerged fixed film (ASFF) bioreactor. *Water Research*. **21**(8): 939-947.
- HAN, D.W., YUN, H.J., KIM, D.J. (2001). Autotrophic nitrification and denitrification characteristics of an upflow biological aerated filter. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*. **76**(11): 1112-1116.
- HAO, O.J., KIM, H., CHIANG, P.C. (2000). Decolorization of wastewater. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*. **30**(4): 449-505.
- HERNÁNDEZ, Y.S. (2009). *Tratamiento de aguas residuales de la industria de síntesis de azocolorantes por medio de procesos biológicos combinados*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. México.

- HOSSEINI KOUPAIE, E., ALAVI MOGHADDAM, M.R., HASHEMI S.H. (2013). Evaluation of integrated anaerobic/aerobic fixed-bed sequencing batch biofilm reactor for decolorization and biodegradation of azo dye Acid Red 18: Comparison of using two types of packing media. *Bioresource Technology*. **127**, 415-421.
- HUISMAN, L., WOOD, W.E. (1974). *Slow sand Filtration*. World Health Organization. Geneva.
- HUMBY, M.S., FITZPATRICK, C.B.S. (1996). Attrition of granular filter media during backwashing with combined air and water. *Water Research*. **30**(2): 291-294.
- INFILCO - DEGREMONT TECHNOLOGIES. (2011). Biofor®. Description and functioning. (Consultado el 30 de abril del 2013).
http://www.degremont-technologies.com/IMG/pdf/BIOFOR_US_Infilco.pdf.
- IARC (1982). *Some industrial chemicals and dyestuffs. Monographs on the evaluation of the carcinogenic risk of chemicals to humans*. Vol. 29. Lyon, France: IARC (World Health Organization International Agency for Research on Cancer).
- INGLEZAKIS, V.J., EMONIDOU, M.L., GRIGOROPOULOU, H.P. (2001). Liquid holdup and flow dispersion in zeolite packed beds. *Chemical Engineering Science*. **56**(17): 5049-5057.
- IPCC (2003). *Integrated Pollution Prevention and Control. Reference document on best available techniques for the textile industry*. European Commission.
- IŞIK, M., SPONZA, D.T. (2007). Fate and toxicity of azo dye metabolites under batch long-term anaerobic incubations. *Enzyme Microbiology Technology*. **40**(4): 934-939.
- IŞIK, M., SPONZA, D.T. (2003). Effect of oxygen on decolorization of azo dyes by *Escherichia coli* and *Pseudomonas sp.* and fate of aromatic amines. *Process Biochemistry*. **38**(8): 1183-1192.
- IWAI, S., KITAO, T. (1994). *Wastewater treatment with microbial films*. Technomic Publishing Co., EEUU.
- JIANG, H., BISHOP, P.L. (1994). Aerobic biodegradation of azo dyes in biofilms. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 525-530.
- JIMENEZ, B., NOYOLA, A., CAPDEVILLE, B. (1988). Selected dyes for residence time distribution evaluation in bioreactors. *Biotechnology Techniques*. **2**(2): 77-82.
- KAPDAN, I.K., ALPARSLAN, S. (2005). Application of anaerobic-aerobic sequential treatment system to real textile wastewater for color and COD removal. *Enzyme Microbiology Technology*. **36**(2-3): 273-279.
- KAPDAN, I.K., OZTEKIN, R. (2006). The effect of hydraulic residence time and initial COD concentration on color and COD removal performance of the anaerobic-aerobic SBR system. *Journal of Hazardous Materials*. **136**(3): 896-901.

- KAPDAN, I.K, OZTEKIN, R. (2003). Decolorization of textile dyestuff Reactive Orange 16 in fed-batch reactor under anaerobic condition. *Enzyme Microbiology Technology*. **33**(2-3): 231-235.
- KENT, T.D., WILLIAMS, S.C., FITZPATRICK, C.S.B. (2000). Ammoniacal nitrogen removal in biological aerated filters: The Effect of Media Size. *Water and Environment Journal*. **14**(6): 409-414.
- KIM, I., KIM, S-M., JANG, A. (2007). Characterization of aerobic granules by microbial density at different COD loading rates. *Bioresource Technology*. **99**(1):18-25.
- KIRK-OTHMER. (2001). Kirk-Othmer Encyclopedia of Chemical Technology. Copyright © John Wiley & Sons, Inc. **Vol 9**. Azo Dyes.
- KUMAR, K., SARAVANA DEVI, S., KRISHNAMURTHI, K., GAMPAWAR, S., MISHRA, N., PANDYA, G.H. , CHAKRABARTI, T. (2006). Decolorisation, biodegradation and detoxification of benzidine based azo dye. *Bioresource Techonology*, **97**(3): 407-413.
- LAZAROVA, V. y MANEN, J. (1994). Advances in biofilm aerobic reactors ensuring effective biofilm activity control. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 319-327.
- LEVENSPIEL, O. (2002). *Ingeniería de las Reacciones Químicas*. 2ª edición. Ed. Reverté. España.
- LI, J., BISHOP, P.L. (2004). Adsorption and biodegradation of azo dyes in biofilm processes. *Water Science and Technology*. **49**(11-12): 237-245.
- LIBRA, J.A., BORCHERT, M., VIGELAHN, L., STORM, T. (2004). Two stage biological treatment of a diazo reactive textile dye and the fate of the dye metabolites. *Chemosphere*. **56**(2): 167-180.
- LOURENÇO, N.D., NOVAIS, J.M. PINHEIRO, H.M. (2003). Analysis of secondary metabolite fate during anaerobic-aerobic azo dye biodegradation in a sequential batch reactor. *Environmental Technology*. **24**(6): 697-686.
- LOURENÇO, N.D., NOVAIS, J.M. PINHEIRO, H.M. (2001). Effect of some operational parameters on textile dye biodegradation in a sequential batch reactor. *Journal of Biotechnology*. **89**(2-3): 163-174.
- LOURENÇO, N.D., NOVAIS, J.M. PINHEIRO, H.M. (2000). Reactive textile dye colour removal in a sequencing batch reactor. *Water Science and Technology*. **42**(5-6): 321-328.
- LU, X., YANG, B., CHEN, J., SUN, R. (2009). Treatment of wastewater containing azo dyes reactive brilliant red X-3B using sequential ozonation and upflow biological aeraed filter process. *Journal of Hazardous Materials*. **161**(1): 241-245.
- LUANGDILOK, W., PANSWAD, T. (2000). Effects of chemical structures of reactive dyes on color removal an anaerobic-aerobic process. *Water Science and Technology*. **42**(3-4): 377-382.

- MANN, A., MENDOZA-ESPINOSA, L., STEPHENSON, T. (1998). A comparison of floating and sunken media biological aerated filters for nitrification. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*. **72**(3): 273-279.
- MARTIN, J. (1999). A new generation of aerated filters. BAF 3. Proceedings of 3rd symposium on Biological Aerated Filters. Cranfield University. Cranfield, U.K.
- MARTINOV, M., HADJIEV, D., VLAEV, S. (2010). Liquid flow residence time in a fibrous fixed bed reactors with recycle. *Bioresource Technology*. **101**(4): 1300-1304.
- MELGOZA, R.Ma. (2003). *Biodegradación de compuestos nitroaromáticos y un colorante azo por medio de un biofiltro discontinuo anaerobio/aerobio*. Tesis Doctoral. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- MELGOZA, R.Ma., CRUZ, A., BUITRON, G. (2004). Anaerobic/aerobic treatment of colorants present in textile effluents. *Water Science and Technology*. **50**(2): 149-155.
- MENDOZA-ESPINOZA, L., STEPHENSON, T. (1999). A review of biological aerated filters (BAFs) for wastewater treatment. *Environmental Engineering Science*. **16**(3): 201-216.
- MILLÁN, T. (2005). *Filtración biológica aerada de aguas residuales en un lecho profundo*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- MIRANDA, E.V. (2009). *Evaluación del desempeño de dos procesos para el tratamiento del colorante azul negro directo*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- MONTEITH, H. D., STEPHENSON, J. P. (1981). Mixing efficiencies in full-scale anaerobic digesters by tracer methods. *Journal (Water Pollution Control Federation)*. **53**(1): 78-84.
- MOORE, R., QUARMBY, J., STEPHENSON, T. (2001). The effects of media size on the performance of biological aerated filters. *Water Research*. **35**(10): 2514-2522.
- MORGAN, D.L., DUNNICK, J.K., GOEHL, T., JOKINEN, M.P., MATTHEWS, H.B., ZEIGER, E., MENNEAR, J.H. (1994). Summary of the National Toxicology Program Benzidine Dye Initiative. *Environmental Health Perspectives*. **102**, Supplement 2, 63-78. <http://www.jstor.org/stable/3431822>.
- MORGAN-SAGASTUME, J.M., NOYOLA, A. (2008). Evaluation of an aerobic submerged filter packed with volcanic scoria. *Bioresource Technology*. **99**(7): 2528-2536.
- MORGAN-SAGASTUME, J., JIMÉNEZ, B., NOYOLA, A. (1999). Alternative index for interpretation of RTD curves. *Journal of Environmental Engineering*. **125**(3): 290-294.
- MORGAN-SAGASTUME, J. M., JIMÉNEZ, B., NOYOLA A. (1997). Tracer studies in a laboratory and pilot scale UASB reactor. *Environmental Technology*. **18**(8): 817-825.
- NADIZADEH, R., MESDAGHINIA, A.R., NASSERI, S., MAHVI, A.H., SHARIAT, M. (2000). Analyzing flow characteristics and influence of biological growth on dispersion in

- aerate submerged fixed-film reactors (ASFFR). *Biofilm - Online Journal*. 5(1), <https://tspace.library.utoronto.ca/bitstream/1807/79/2/bf00001.pdf>
- NEMADE, P.D., DUTTA, S.M., SHANKAR, H.S. (2010). Residence time distribution and oxygen transfer in a novel constructed soil filter. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*. 85(1): 77-84 (2010).
- NOIKE, T., GOO, I.S., MATSUMOTO, H., MIYAHARA, T. (2004). Development of a new type of anaerobic digestion process equipped with the function of nitrogen removal. *Water Science and Technology*. 49(5-6): 173-9.
- NTP. 2011. *Report on Carcinogens, Twelfth Edition*. Research Triangle Park, NC: U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service, National Toxicology Program. 499 pp.
- OJEDA, R.L., BUITRÓN, M.G. (2001). Selección del medio de soporte para un reactor SBR anaerobio/aerobio. *Memorias IX Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería*. 10 al 14 septiembre, Veracruz, Ver., México.
- O'NEILL, C., LOPEZ, A., ESTEVES, S., HAWKES, F.R., HAWKES, D.L. WILCOX, S. (2000). Azo-dye degradation in an anaerobic-aerobic treatment system operating on simulated textile effluent. *Applied Microbiology Biotechnology*. 53(2): 249-254.
- O'NEILL, C., HAWKES, F.R., HAWKES, D.L., LOURENÇO, N.D., PINHEIRO, H.M., DELÉE, W. (1999). Colour in textile effluents – sources, measurement, discharge consents and simulation: a review. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*. 74(11): 1009-1018.
- OSORIO, F., HONTORIA, E. (2001). Optimization of bed material height in a submerged biological aerated filter. *Journal of Environmental Engineering*. 127(11): 974-978.
- OTHMAN, M.Z., ULUDAG-DEMIRER, S., DEMIRER, G.N. (2010). Enhanced nutrients removal in conventional anaerobic digestion processes. *International Journal of Civil and Environmental Engineering*. 2(4): 203-209.
- OUYANG, C.F., CHIOU, R.J., LIN, C.T. (2000). The characteristics of nitrogen removal by the biofilter system. *Water Science and Technology*. 42(12): 137-147.
- PANDEY, A., SINGH, P., IYENGAR, L. (2007). Bacterial decolorization and degradation of azo dyes. *International Biodeterioration Biodegradation*. 59(2): 73-84.
- PANSWAD, T., LUANGDILOK, W. (2000). Decolorization of reactive dyes with different molecular structures under different environmental conditions. *Water Research*. 34(17): 4177-4184.
- PANSWAD, T., TECHOVANICH, A., ANOTAI, J. (2001). Comparison of dye wastewater treatment by normal and anoxic+anaerobic/aerobic SBR activated sludge processes. *Water Science and Technology*. 43(2): 355-362.

- PEARCE, C.I., LLOYD, J.R., GUTHRIE, J.T. (2003). The removal of colour from textile wastewater using whole bacterial cells: a review. *Dyes and Pigments*. **58**(3): 179-196.
- PÉREZ, J.M. (1992). Análisis de flujos y factores que determinan los periodos de retención. CEPIS/OPS, Manual de evaluación. Tomo II, Programa regional HPE/OPS/CEPIS de mejoramiento de la calidad del agua para consumo humano. Lima, Perú. pp. 23-27.
- PIELESZ, A., BARANOWSKA, I., RYBAK, A., WLOCHOWICZ, A. (2002). Detection and determination of aromatic amines as products of reductive splitting from selected azo dyes. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. **53**(1): 42-47.
- PRATO, D. (2009). *Tratamiento de colorantes azo mediante un sistema híbrido químico biológico*. Tesis de Doctorado. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- PUJOL, R. (2000). Process improvements for upflow submerged biofilters. *Water* 21. April. 25-29.
- PUJOL, R., HAMON, M., KANDEL, X., LEMMEL, H. (1994). Biofilters: Flexible, reliable biological reactors. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 33-38.
- RAGAJURU, P., KALAISELVI, K., PALANIVEL, M., SUBBURAM, V. (2000). Biodegradation of azo dyes in a sequential anaerobic-aerobic system. *Applied Microbiology. Biotechnology*. **54**(2): 268-273.
- ROGALLA, F., BADARD, M., HANSEN, F. y DANSHOLM, P. (1992). Upscaling a compact nitrogen removal process. *Water Science and Technology*. **26**(5-6): 1067-1076.
- ROGALLA, F., BOURBIGOT, M. (1990). New developments in complete nitrogen removal with biological aerated filters. *Water Science and Technology*. **22**(1-2): 273-280.
- ROGALLA, F., PARRAUDEAU, M., BACQUET, G., BOURBIGOT, M., SIBONY, J. y GILLES, P. (1990). Nitrification and phosphorus precipitation with biological aerated filters. *Research Journal WPCF*. **62**(2): 169-176.
- SARATALE, R.G., SARATALE, G.D., CHANG, J.S., GOVINDWAR, S.P. (2011). Bacterial decolorization and degradation of azo dyes: A review. *Journal of Taiwan Institute of Chemical Engineering*. **42**(1): 138-157.
- SCHÖNBERGER, H., SCHÄFER, T. (2002). *Best Available techniques in textile industry*. Research report 200 94 329 UBA-FB 000325/e. Federal Environmental Agency. Berlin. Germany.
- SESHANDRI, S., BISHOP, P., MOURAD, A. (1994). Anaerobic/aerobic treatment of selected azo dyes in wastewater. *Waste Management*. **14**(2): 127-137.
- SHAUL, G., HOLDSWORTH, T., DEMPSEY, C., DOSTAL, K. (1991). Fate of water soluble azo dyes in the activated sludge process. *Chemosphere*. **22**(1-2): 107 - 119.

- SHOW, K.Y. y TAY, J.H. (1999). Influence of support media on biomass growth and retention in anaerobic filters. *Water Research*. 33(6): 1471-1481.
- SING-RAI, H.S., SHANKAR, M., SINGH, J., BANSAL, T.K., VATS, P., BANERJEE, U.C. (2005). Removal of Dyes from the Effluent of Textile and Dyestuff Manufacturing Industry: A Review of Emerging Techniques with Reference to Biological Treatment. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*. 35(3): 219-238.
- SMITH, J.M. (1981). *Chemical Engineering Kinetics*. 3a edición, McGraw Hill, New York.
- SMITH, L.C., ELLIOT, D.J., JAMES, A. (1996). Mixing in upflow anaerobic filters and its influence on performance and scale-up. *Water Research*. 30(12): 3061-3073.
- SMITH, L.C., ELLIOT, D.J., JAMES, A. (1993). Characterisation of mixing patterns in an anaerobic digester by means of tracer curve analysis. *Ecological Modelling*. 69(3-4): 267-285.
- SOLÍS, M., SOLIS, A., PÉREZ, H., MANJARREZ, N., FLORES, M. (2012). Microbial decolouration of azo dyes: a review. *Process Biochemistry*. 42(12): 1723-1748.
- SPONZA, D.T. (2006). Toxicity studies in a chemical dye production industry in Turkey. *Journal of Hazardous Materials*. A138, 438 – 447.
- SPONZA, D.T., IŞIK, M. (2005). Reactor performances and fate of aromatic amines through decolorization of Direct Black 38 dye under anaerobic/aerobic sequential. *Process Biochemistry*. 40(1): 35-44.
- SPONZA, D.T., IŞIK, M. (2004). Decolorization and inhibition kinetic of Direct Black 38 azo dye with granulated anaerobic sludge. *Enzyme Microbiology Technology*. 34(2): 147-158.
- SPONZA, D.T., IŞIK, M. (2002). Decolorization and azo dye degradation by anaerobic/aerobic sequential process. *Enzyme Microbiology Technology*. 31(1-2): 102-110.
- STOLZ, A. (2001). Basic and applied aspects in the microbial degradation of azo dyes. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 56(1-2): 69-80.
- SUPAKA, N., JUNTONGJIN, K., DAMRONGLERD, S., DELIA, M-L., STREHAIANO, P. (2004) Microbial decolorization of reactive azo dyes in a sequential anaerobic-aerobic system. *Chemical Engineering Journal*. 99(2): 169-176.
- SWAINE, D.E., DAUGULIS, A.J. (1988). Review of liquid mixing in packed bed biological reactors. *Biotechnology Progress*. 4(3): 134-148.
- TALARPOSHTI, A.M, DONNELLY, T., ANDERSON, G.K. (2001). Colour removal from a simulated dye wastewater using a two-phase anaerobic packed bed reactor. *Water Research*. 35(2): 425-432.

- TAN, N.C.G., BORGER, A., SLENDERS, P., LETTINGA G., FIELD, J. (2000). Degradation of azo dye mordant yellow 10 in a sequential anaerobic and bioaugmented aerobic bioreactor. *Water Science and Technology*. **42**(5-6): 337-344.
- TAN, N.C.G., PRENAFETA-BOLDÚ, F.X., OPSTEEG, J.L., LETTINGA, G., FIELD, J.A. (1999). Biodegradation of azo dyes in cocultures of anaerobic granular sludge with aerobic aromatic amine degrading enrichment cultures. *Applied Microbiology Biotechnology*. **51**(6): 865-871.
- TAY, JH., LIU, QS., LIU, Y. (2001). Microscopic observation of aerobic granulation in sequential aerobic sludge blanket reactor. *Journal Applied Microbiology*. **91**(1), 168-175.
- TAY, J., SHOW, K. (1998). Media-Induced Hydraulic Behavior and Performance of Upflow Biofilters. *Journal of Environmental Engineering*. **124**(8): 720-729.
- TEMBHURKAR, A.R., MHAISALKAR, V.A. (2006). Study of hydrodynamic behavior of a laboratory scale upflow anaerobic fixed film bed reactor. *Journal of Environmental Science & Engineering*. **48**(2): 75-80.
- ULHMANN, D. (1979). *Hydrobiology*. John Wiley & Sons. Alemania.
- VALDIVIA, C.A. (1998). *Filtración combinada en lechos de tezontle para el tratamiento de aguas residuales*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- VAN DER ZEE, F.P. (2002). *Anaerobic azo dye reduction*. Ph.D Thesis. Wageningen University, Wageningen, the Netherlands.
- VAN DER ZEE, F.P., BISSCHOPS, I.A.E., BLANCHARD, V.G., BOUWMAN, R.H.M., LETTINGA, G., FIELD, J.A. (2003). The contribution of biotic and abiotic processes during azo dye reduction in anaerobic sludge. *Water Research*. **37**(13): 3098-3109.
- VAN DER ZEE, F. P., VILLAVERDE, S. (2005). Combined anaerobic-aerobic treatment of azo dyes--a short review of bioreactor studies. *Water Research*. **39**(8): 1425-1440.
- VAN LOOSDRECHT, M.C.M., EIKELBOOM, D., GJALTEMA, A., MULDER, A., TIJHUIS, L., HEIJNEN, J.J. (1995). Biofilm structures. *Water Science and Technology*. **32**(8): 35-43.
- WOLF, D., RESNICK, W. (1963). Residence time distribution in real systems. *I&EC Fundamentals*. **2**(4): 287-293.
- YOUNG, H. W., YOUNG, J. C. (1988). Hydraulic characteristics of upflow anaerobic filters. *Journal of Environmental Engineering, ASCE*. **114**(3): 621-638.
- ZAOYAN, Y., KE, S., GUANGLIANG, S., FAN, Y., JINSHAN, D., HUANIAN, M. (1992). Anaerobic/aerobic treatment of a dye wastewater by combination of RBC with activated sludge. *Water Science and Technology*. **26**(9-11): 2093-2096.

- ZHANG, T.C., BISHOP, P.L. (1994). Experimental determination of the dissolved oxygen boundary layer and mass transfer resistance near the fluid-biofilm interface. *Water Science and Technology*. **30**(11): 47-58.
- ZHANG, T.C., FU, Y.C., BISHOP, P.L. (1994). Competition in biofilms. *Water Science and Technology*. **29**(10-11): 263-270.
- ZHANG, T.C., FU, Y.C., BISHOP, P.L., KUPFERLE, M., FITZGERALD, S., JIANG, H.H., HARMER, C. (1995). Transport and biodegradation of toxic organics in biofilms. *Journal of Hazardous Materials*. **41**(2-3): 267-285.
- ZISSI, U., LYBERATOS, G. (1996). Azo-dye biodegradation under anoxic conditions. *Water Science and Technology*. **34**(5-6): 495-500.

ANEXO 1

Técnicas analíticas para la cuantificación de Azul Directo 2, bencidina y 4-aminobifenil por medio de cromatografía de líquidos HPLC

Cuantificación del colorante azo - Azul directo 2

| | |
|-------------------------|--|
| Columna | C18 -Ar ACE 150 x 4,5 mm |
| Pre-columna | C18 |
| Fase móvil | MeOH (Metanol) - CH₃CN (acetonitrilo) - Buffer acetato de amonio 0.1 M (35:5:60) |
| T (°C) | 30 |
| λ (nm) | 600 |
| Flujo (ml/min) | 0.8 |
| Vi (μ l) | 30 |
| Tiempo de corrida (min) | 6.5 |

En la figura 1 se observa que para el colorante Azul Directo 2 se obtiene un pico con un $t_{\text{retención}}$ de 2.2 min.

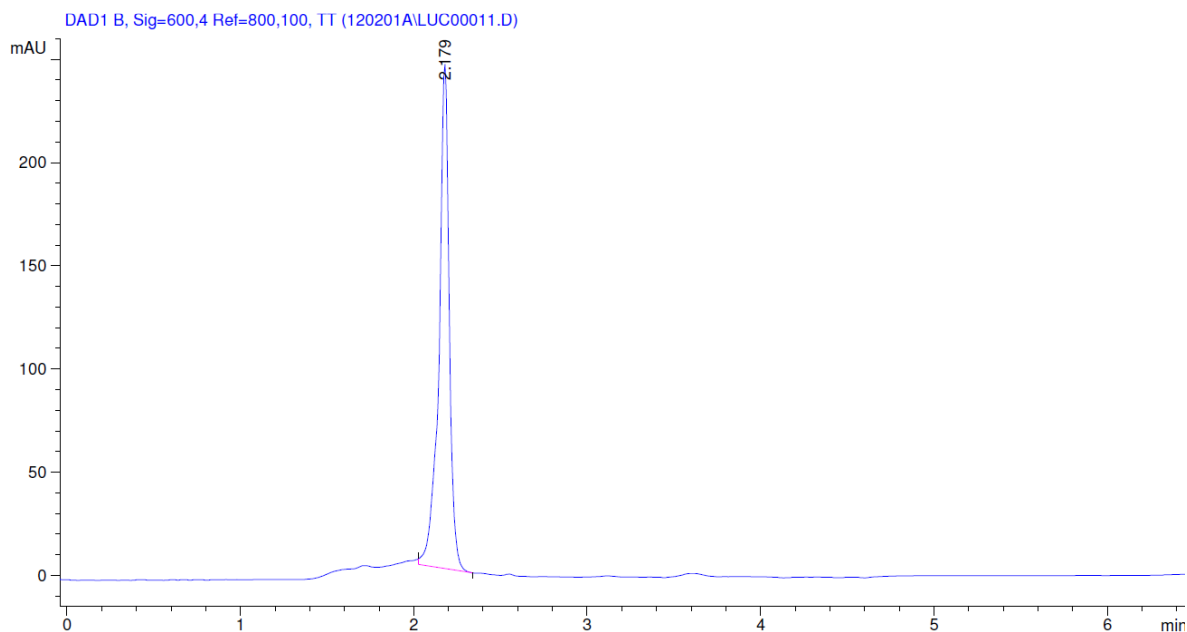


Figura A1. Cromatograma para el Azul Directo 2

Cuantificación de bencidina y 4-aminobifenil

| | |
|-------------------------|-----------------------------|
| Columna | C18 -Ar ACE 150 x 4.5 mm |
| Pre-columna | C18 |
| Fase móvil | Gradiente de elución |
| T (°C) | 30 |
| λ (nm) | 275 |
| Flujo (ml/min) | 1.0 |
| Vi (μ l) | 30 |
| Tiempo de corrida (min) | 14 |

| Tiempo (min) | FASE MÓVIL | | |
|--------------|------------|--------------|-------------------------------------|
| | metanol | acetonitrilo | H ₃ PO ₄ 0.1% |
| 0 | 35 | 5 | 60 |
| 4 | 35 | 5 | 60 |
| 5 | 60 | 5 | 35 |
| 11 | 60 | 5 | 35 |
| 12 | 35 | 5 | 60 |

El primer pico que se presenta en la figura 2 corresponde a la bencidina con un $t_{\text{retención}}$ de 1.7 min y el segundo pico corresponde al 4-aminobifenil con un $t_{\text{retención}}$ de 7.8 min.

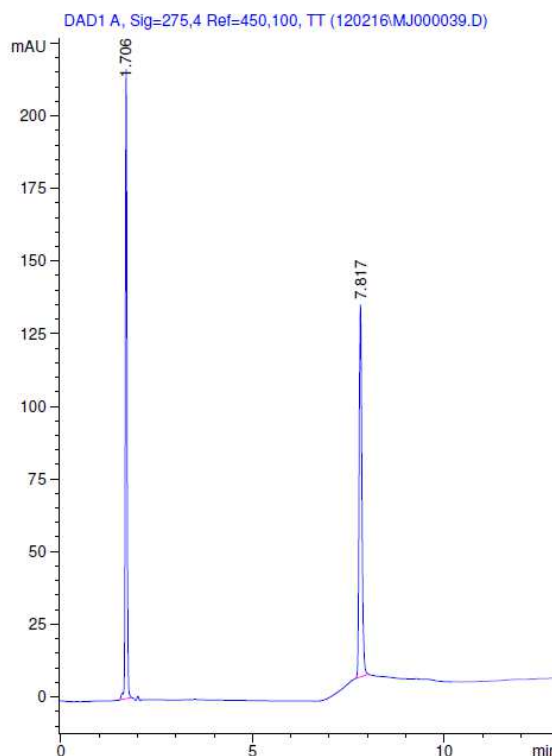


Figura A2. Cromatograma para la bencidina y 4-aminobifenil