



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO
EN INGENIERÍA**

FACULTAD DE INGENIERÍA

**TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA
INDUSTRIA DE SÍNTESIS DE AZOCOLORANTES POR
MEDIO DE PROCESOS BIOLÓGICOS COMBINADOS**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN INGENIERÍA

INGENIERÍA AMBIENTAL - AGUA

P R E S E N T A:

YLIANA SELENE HERNÁNDEZ HERNÁNDEZ



TUTORA:

DRA. GABRIELA E. MOELLER CHÁVEZ

2009

JURADO ASIGNADO:

Presidente Dr. Germán Buitrón Méndez

Secretario M. en C. José M. Méndez Stivalet

Vocal Dra. Gabriela E. Moeller Chávez

1^{er.} Suplente Dr. Simón González Martínez

2^{do.} Suplente Dra. Petia Mijaylova Nacheva

Lugar donde se realizó la tesis:

Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA)

Paseo Cuauhnáhuac #8532
Col. Progreso
Jiutepec, Morelos, México.
CP. 62550,
www.imta.mx

TUTOR DE TESIS:

DRA. GABRIELA E. MOELLER CHÁVEZ

*Para Eddie,
Vives en mi corazón.*

AGRADECIMIENTOS

Esta tesis no hubiera sido posible sin el apoyo económico que me otorgó el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) a través de una beca de posgrado, para concluir mis estudios de maestría en Ingeniería Ambiental.

A la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), a la División de Estudios de Posgrado de la Facultad de Ingeniería (DEPFI, UNAM) Campus Morelos y al Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA).

Agradezco a Dios, por permitirme llegar hasta donde estoy. A mis padres Gilberto y Yadira, por creer en mí, apoyarme incondicionalmente en todos mis estudios y darme el mejor ejemplo a lo largo de mi vida. A mis mejores amigas y hermanas, Yayi, Nicy y Melissa, gracias por estar siempre a mi lado y compartir este logro conmigo.

A mi directora de tesis, la Dra. Gabriela E. Moeller Chávez por sus enseñanzas, paciencia, por haber puesto su confianza en mí y, sobre todo, por su gran colaboración para la realización de este trabajo de investigación.

A mis sinodales, Dra. Petia Mijaylova, Dr. Simón González, M. en C. José M. Méndez, Dr. Germán Buitrón, por sus comentarios y aportaciones para la realización y revisión de esta tesis.

A mis compañeros y amigos, Carlos Corzo, Ana Laura Cervantes, por brindarme su ayuda para la realización de este trabajo; a Zaida Rincón, Sandra Ortiz, Claudia Escobar, Edy García, Henri Márquez, Tania Gutiérrez, Ivette Hansen, Arturo Estrada y Luis Medel por su apoyo y colaboración, en especial, a Diego, Yesenia y José, por su paciencia y enseñanzas en el laboratorio.

ÍNDICE

CONTENIDO	Página
RESUMEN	
CAPÍTULO 1 ANTECEDENTES	
1.1	1
1.2	2
1.3	3
1.4	3
1.5	4
1.6	6
1.7	8
1.7.1	11
1.7.2	15
CAPÍTULO 2 LOS PROCESOS NATURALES COMO ALTERNATIVA DE TRATAMIENTO DE AGUAS TEXTILES	
2.1	18
2.2	20
2.3	24
2.4	28
2.5	37
CAPÍTULO 3 METODOLOGÍA	
3.1	44
3.2	50
3.3	51
3.3.1	51
3.3.1.1	153
3.3.1.2	55
3.3.1.3	58
3.3.2	59
3.3.2.1	60
3.3.2.2	63
3.3.2.3	64
3.3.2.4	65
3.4	67
CAPÍTULO 4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
4.1	69
4.2	72
4.2.1	74
4.2.3	80
4.2.4	81
4.3	81
4.3.1	82
4.3.2	84

CONTENIDO		Página
RESUMEN		
4.3.3	Tratamiento aerobio con SBR	85
CAPÍTULO 5 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES		
5.1	Conclusiones	88
5.2	Recomendaciones	90
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS		91
ANEXOS		
Anexo 1	Diseño y parámetros de operación de los sistemas de tratamiento.	99
Anexo 2	Resultado obtenidos durante la fase de aclimatación de los sistemas de tratamiento.	114
Anexo 3	Resultados obtenidos durante las fases 1 y 2 de los sistemas de tratamiento.	127
Anexo 4	Monitoreo de los sistemas de tratamiento.	164
Anexo 5	Análisis estadístico de los sistemas de tratamiento.	180

Nota: Los anexos se encuentran en archivos magnéticos en CD adjunto.

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.1	Distribución porcentual de los volúmenes concesionados para usos consuntivos, 2006	5
Figura 1.3	Estructura de Mauvine	9
Figura 1.4	Pigmentos azo rojo y amarillo	14
Figura 2.2	Diagrama de humedal de flujo subsuperficial adaptado de un dibujo de S.C. Reed, 2000.	33
Figura 3.1	Estructura química del colorante amarillo directo 36	44
Figura 3.2	Estructura química del colorante azul negro directo	45
Figura 3.3	Estructura química del colorante negro celupel	45
Figura 3.8	Esquema del sistema de biofiltro anaerobio percolador en continuo y humedal	55
Figura 3.9	Material retenido en las mallas de $\frac{1}{2}$, $\frac{3}{8}$ y de $\frac{1}{4}$ pulg respectivamente	56
Figura 3.10	Material de empaque del biofiltro	57
Figura 3.11	Material utilizado para la construcción del humedal	58
Figura 3.12	Montaje del biofiltro percolador anaerobio de flujo continuo y humedales	59
Figura 3.13	Esquema del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente - SBR	60
Figura 3.14	Esquema del reactor SBR	62
Figura 3.15	Reactor SBR	63
Figura 3.16	Capa de Tezontle para soporte del material filtrante	63
Figura 3.17	Sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido y SBR	65
Figura 3.18	Sistema anaerobio - aerobio	66
Figura 3.19	Reactores anaerobio y aerobio	66
Figura 4.1	Figura de remoción del color en el sistema	70
Figura 4.2	Muestras para la medición de color	71
Figura 4.3	Figura de remoción de la DQO en el sistema	71
Figura 4.4	Porcentaje de reducción del color de los sistemas de tratamiento BPAS-H y BALSÍ-SBR durante las fases 1 y 2	73
Figura 4.5	de reducción de la DQO de los sistemas de tratamiento BPAS-H y BALSÍ-SBR durante las fases 1 y 2	74
Figura 4.8	Evaluación de la toxicidad en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedales	77
Figura 4.9	Evaluación de la toxicidad en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido – SBR	78
Figura 4.11	Evaluación de la toxicidad en la fase 2 en el sistema de biofiltro – humedales	79
Figura 4.12	Evaluación de la toxicidad en la fase 2 en el sistema de biomasa sumergida – SBR	80
Figura 4.13	Comportamiento de los parámetros más importantes en las fases anaerobia y aerobia.	82
Figura A1.1	Esquema del modelo de humedales en serie (Davies, et. al., 2006)	103
Figura A2.1	Comportamiento de la concentración de color en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	115
Figura A2.2	Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	115
Figura A2.3	Comportamiento de la concentración de color en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho	116

	sumergido intermitente y SBR	
Figura A2.4	Comportamiento de la concentración de color en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	117
Figura A2.5	Comportamiento de la DQO en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	118
Figura A2.6	Comportamiento de la DQO en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	119
Figura A2.7	Comportamiento de la temperatura en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	120
Figura A2.8	Comportamiento de la temperatura en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	120
Figura A2.9	Comportamiento del pH en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	121
Figura A2.10	Comportamiento del pH en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	122
Figura A2.11	Comportamiento de la conductividad en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	123
Figura A2.12	Comportamiento de la conductividad en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	124
Figura A2.13	Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	125
Figura A2.14	Comportamiento de los sólidos disueltos totales la conductividad en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	126
Figura A3.1	Comportamiento de la temperatura en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	128
Figura A3.2	Comportamiento de la temperatura en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	128
Figura A3.3	de la temperatura en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	129
Figura A3.4	Comportamiento de la temperatura en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	130
Figura A3.5	Comportamiento del pH en la fase 1 en el sistema de de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	131
Figura A3.6	Comportamiento del pH en la fase 2 en el sistema de de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	131
Figura A3.7	Comportamiento del pH en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	132
Figura A3.8	Comportamiento del pH en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	133
Figura A3.9	Comportamiento de la conductividad en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	134
Figura A3.10	Comportamiento de la conductividad en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	134
Figura A3.11	Comportamiento de la conductividad en la fase 1 en el sistema	135

Figura A3.12	de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR Comportamiento de la conductividad en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	135
Figura A3.13	Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	136
Figura A3.14	Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	137
Figura A3.15	Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	137
Figura A3.16	Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	138
Figura A3.17	Comportamiento de la concentración de color en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	139
Figura A3.18	Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	139
Figura A3.19	Color aparente en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	140
Figura A3.20	Comportamiento de la concentración de color en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	141
Figura A3.21	Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	141
Figura A3.22	Color aparente en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	142
Figura A3.23	Comportamiento de la concentración de color en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	143
Figura A3.24	Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	143
Figura A3.25	Color aparente en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	144
Figura A3.26	Comportamiento de la concentración de color en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	145
Figura A3.27	Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	145
Figura A3.28	Color aparente en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	146
Figura A3.29	Comparación del porcentaje de remoción del color entre el proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 1 de tratamiento	147
Figura A3.30	Comparación del porcentaje de remoción del color entre el proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 2 de tratamiento	147

Figura A3.31	Comportamiento de la DQO en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	149
Figura A3.32	Comportamiento de la DQO en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal	150
Figura A3.33	Comportamiento de la DQO en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR	151
Figura A3.34	Comportamiento de la DQO en la fase 2 en el sistema de biomasa sumergida – lodos activados	151
Figura A3.35	Remoción de la DQO del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 1 de tratamiento	152
Figura A3.36	Remoción de la DQO del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 2 de tratamiento	152
Figura A3.37	Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	154
Figura A3.38	Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	154
Figura A3.39	Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	155
Figura A3.40	Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	155
Figura A3.41	Comportamiento de los Nitritos en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	156
Figura A3.42	Comportamiento de los Nitritos en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	157
Figura A3.43	Comportamiento de los Nitritos en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	157
Figura A3.44	Comportamiento de los Nitritos en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	158
Figura A3.45	Comportamiento de los Nitratos en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	159
Figura A3.46	Comportamiento de los Nitratos en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	159
Figura A3.47	Comportamiento de los Nitratos en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	160
Figura A3.48	Comportamiento de los Nitratos en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	160
Figura A3.49	Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	161
Figura A3.50	Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal	162
Figura A3.51	Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR	162
Figura A3.52	Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente	163

	- SBR	
Figura A4.1	Espectrofotómetro y muestras para la medición de color	164
Figura A4.2	Conductímetro HACH	164
Figura A4.3	Potenciómetro ORION	165
Figura A4.4	Equipo de medición de OD	166
Figura A4.5.a	Viales con muestra	166
Figura A4.5.b	Digestor	166
Figura A4.6	Mufla	167
Figura A4.7	Filtrado de las muestras	168
Figura A4.8	Estufa	169
Figura A4.9	Determinación de sólidos sedimentables	170
Figura A4.10	Tasa de consumo de oxígeno	170
Figura A4.11	Inicio de prueba de IVL	171
Figura A4.12	Proceso de sedimentación de lodos	172
Figura A4.13	Preparación de colorante	177
Figura A4.14	Diluciones para barrido de color	178

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.2	Industria manufacturera. Porcentaje de participación por rama de actividad.	6
Tabla 1.5	Clasificación de los colorantes Azo en el sistema de Índice de Color	14
Tabla 2.1	Tecnologías utilizadas para decoloración	19
Tabla 3.4	Longitudes de onda máxima de los colorantes	
Tabla 3.5	Caracterización del efluente Textil	50
Tabla 3.6	Caracterización del agua preparada sintéticamente	51
Tabla 3.7	Caracterización del influente del sistema para agua residual doméstica	52
Tabla 3.20	Condiciones de operación de los sistemas de tratamiento	67
Tabla 3.21	Métodos utilizados	68
Tabla 4.6	Resumen de los valores promedio correspondientes a los parámetros de campo de los dos sistemas de tratamiento durante las Fases 1 y 2	75
Tabla 4.7	Niveles de toxicidad (<i>Vibrio Fisheri</i>) en la Fase 1 de los sistemas de tratamiento.	77
Tabla 4.9	Niveles de toxicidad (<i>Vibrio Fisheri</i>) en la Fase 2 de los sistemas de tratamiento.	79
Tabla A1.2	Parámetros de diseño del reactor SBR	109
Tabla A4.15	Diluciones y concentraciones para la curva de color	178
Tabla A4.16	Concentración teórica y real de la curva de color	179

RESUMEN

El objetivo de esta investigación se centra en determinar si un sistema de tratamiento biológico es capaz de transformar los colorantes azoicos en productos más simples, sin que estos representen un perjuicio a la naturaleza. Se probaron dos diferentes sistemas de tratamiento en secuencia anaerobia – aerobia, el primero consistente en un Biofiltro Percolador Anaerobio en Secuencia acoplado a Humedales (BPAS-H) y un segundo tratamiento compuesto por un Biofiltro Anaerobio de Lecho Sumergido en intermitente seguido por un SBR (BALSI-SBR). Durante la primera fase de tratamiento, el caudal a tratar fue de 200 L/día y de 250 L/día para la Fase 2. Los sistemas fueron alimentados con agua sintética preparada con tres tipos de colorantes azoicos: amarillo directo 36, azul negro y negro celupel, los cuales fueron mezclados en partes iguales para alcanzar una concentración total de 100 mg/l, almidón comercial y fosfato de amonio.

Con respecto a la DQO, se observaron reducciones del 92% en el sistema BPAS-H y de hasta el 73% en el BALSI-SBR durante la Fase 1, mientras que en la segunda fase, se obtuvieron reducciones promedio del 93 y 61% respectivamente. Durante la Fase 1, se presentó una biotransformación del color de hasta 89% en el BPAS-H, y del 85% en el BALSI-SBR. Durante la Fase 2, se obtuvo un promedio de reducción del color del 90% en el BPAS-H y de hasta el 84% en el sistema BALSI-SBR.

Durante el proceso de biofiltración anaerobia en ambos sistemas, se observó que existe un rompimiento de las moléculas de los colorantes, esto como resultado del incremento de la toxicidad en esta etapa, así como el aumento en la cantidad de nitrógeno amoniacal producido. En conclusión, un sistema de tratamiento en secuencia anaerobio - aerobio es un método eficaz para tratar biológicamente efluentes con colorantes azoicos.

Palabras clave: tratamiento, colorantes azo, biofiltro, humedales, SBR.

ABSTRACT

The main objective of this research was to determine if a biological treatment system was capable to transform azo dyes into simpler products without representing a damage to the environment. Two different sequenced anaerobic - aerobic treatment systems were tested. The first one constituted by an anaerobic trickling biofilter followed by a wetland (ATB-W). The second system, constituted by an intermitent anaerobic submerged bed biofilter followed by an SBR (IASBB-SBR).

During the first treatment stage the flow treated was 200 L/d and for the second one a 250 L/d flow was treated. Both systems were fed with synthetic wastewater prepared with three azo dyes: Direct yellow 36, Direct blue black and Celupel black mixed in equal proportions to reach a final 100 mg/L dye concentration, commercial starch and ammonium phosphate.

In the first stage, for the ATB-W system a 92% COD reduction was observed and for the IASBB-SBR system a 73% reduction was reached. During the second stage COD reductions observed were 93 and 61% respectively.

Related to color during the first stage a biotransformation of 89% for the ATB-W system was observed and for the IASBB-SBR system a 85% was reached. During the second stage, a biotransformation of 90% for the ATB-W system was observed and for the IASBB-SBR system an 84% was reached.

During the anaerobic biofiltration process in both systems a breakdown of the azo dyes molecules was observed. Because of the azo molecule breakdown an increase in toxicity and ammonia nitrogen was also observed. In conclusion, a sequenced anaerobic- aerobic biological treatment system is an effective method to treat wastewater containing azo dyes.

Key words: treatment, azo dyes, biofilter, wetlands, SBR.

CAPÍTULO 1

ANTECEDENTES

1.1 INTRODUCCIÓN.

El agua es un recurso no renovable necesario para la subsistencia de los seres vivos en el planeta tierra (CONAGUA, 2008). En las últimas décadas los niveles de contaminación del agua se han ido incrementando a niveles estratosféricos, ocasionando la escasez de este líquido vital, la presencia de contaminantes en casi todos los mantos acuíferos y aguas superficiales, así como la proliferación de enfermedades infecciosas que pueden ser mortales para los seres vivos que se desarrollan en los diferentes ecosistemas.

Por otro lado, la inminente necesidad de materias primas ha ocasionado el incremento de las actividades industriales para abastecer estas necesidades, las cuales requieren de grandes cantidades de agua dentro de los procesos que se llevan a cabo en las mismas, tal es el caso de la industria textil, en cuyo proceso de producción se utilizan diversas sustancias químicas que constituyen un grado de contaminación elevado en sus efluentes y que son difíciles de tratar satisfactoriamente.

La manufactura de la industria textil depende de productos que otras industrias elaboran, entre estos se pueden mencionar las fibras tanto naturales como sintéticas, colorantes, detergentes, blanqueadores, compuestos químicos y resinas, los cuales son adheridos a las fibras y se someten a un lavado total o parcial para eliminar el material no fijado (Banat *et al.*, 1996).

El agua residual procedente de la industria textil se caracteriza por su alta coloración, así como alto contenido de sólidos suspendidos (SS), fluctuaciones de pH, alta temperatura y niveles elevados de demanda química de oxígeno (DQO). Los procesos de producción en la industria textil presentan en sus efluentes colorantes textiles y otros químicos, tales como el alcohol polivinílico (PVA), formaldehído urea, queroseno, compuestos fenólicos, etc. Aunado a esto, los

problemas a la salud y al medio ambiente son producto de las descargas de estos efluentes en los cuerpos de agua. (Nemerow, 1978; Venceslau *et al.*, 1994; Banat *et al.*, 1996). Además, este tipo de industria utiliza diferentes tipos de colorantes para llevar a cabo en proceso de tintorería de las fibras textiles, entre los cuales se puede mencionar la utilización de los colorantes tipo “azo”, los cuales constituyen el factor clave de la presente investigación.

Las descargas de colorantes en el ambiente constituye sólo una pequeña porción de la contaminación del agua, pero los colorantes son visibles aún en pequeñas cantidades debido a su brillantez. Actualmente, la remoción de estos colorantes se lleva a cabo a través de procesos fisicoquímicos. Estos métodos son en particular muy costosos y generan residuos acumulados de este tipo de sustancias en forma de lodos concentrados, lo que representa un problema posterior. De ahí la necesidad de encontrar alternativas de tratamiento que resulten efectivas en la remoción de colorantes derivados de grandes volúmenes de efluentes a bajo costo, tales como los sistemas biológicos combinados (Robinson *et al.*, 2001).

El tratamiento de efluentes provenientes de la industria de colorantes del tipo “azo” se logra mediante una combinación de tratamiento anaerobio - aerobio en secuencia. (Moeller *et al.*, 2006) Asimismo, la biofiltración con empaque orgánico es un sistema eficiente para remover diferentes tipos de contaminantes por lo que se propone su uso combinado para el tratamiento de este tipo de efluentes (Garzón, 2005).

1.2 JUSTIFICACIÓN.

Las sustancias vertidas en el agua producto de los colorantes azoicos, causan efectos nocivos por su toxicidad, así como efectos adversos del tipo estético provocando contaminación visual.

Aún cuando nuestra legislación vigente no contempla como parámetro contaminante al color, esta investigación se enfoca a las descargas de aguas residuales de la industria de síntesis de colorantes, cuyos efluentes son coloridos

y altamente tóxicos; en consecuencia, la fuente de coloración que imparten a los medios de descarga puede llegar a suprimir los procesos fotosintéticos en los cursos de agua, por lo que la presencia de dichos colorantes debe ser controlada, aún cuando a la fecha las normas relacionadas con el tratamiento y destino de las aguas residuales no lo consideren.

1.3 HIPÓTESIS.

Los tratamientos biológicos acoplados en secuencia anaerobia – aerobia, ya sea como biofiltros empacados con materiales orgánicos combinados con sistemas en suspensión o con humedales, son capaces de reducir el color de los efluentes de la industria que utiliza colorantes azoicos en sus procesos de producción.

1.5 OBJETIVOS Y ALCANCES.

El objetivo fundamental del presente trabajo es el de realizar pruebas de tratabilidad a través de la combinación de dos diferentes tratamientos en secuencia anaerobia – aerobia, de manera que permita reducir la toxicidad, color y materia orgánica medida como demanda química de oxígeno de los efluentes provenientes de la industria textil que utilizan colorantes azoicos en sus procesos de teñido de fibras, para determinar cuál resulta ser el sistema de tratamiento más eficiente y con el mejor desempeño en materia de tratamiento.

El alcance de este estudio se basa en la investigación a nivel piloto del tratamiento de efluentes de la industria de colorantes azoicos por medio de la utilización de dos tecnologías biológicas acopladas, siendo la primera un sistema de biofiltración anaerobia combinado con humedales y la segunda consiste en biofiltración anaerobia acoplada a biomasa en suspensión; así mismo, se pretende realizar la comparación del desempeño de los dos diferentes sistemas de tratamiento.

Para ello, se plantea caracterizar fisicoquímica y biológicamente los efluentes de la fabricación de colorantes azo, seleccionando tres diferentes tipos de colorantes, así como la operación de los dos sistemas con 2 cargas hidráulicas diferentes y

evaluar el desempeño de los mismos en función de la reducción de la toxicidad y el color.

1.5 ESTADÍSTICAS DEL AGUA EN MÉXICO.

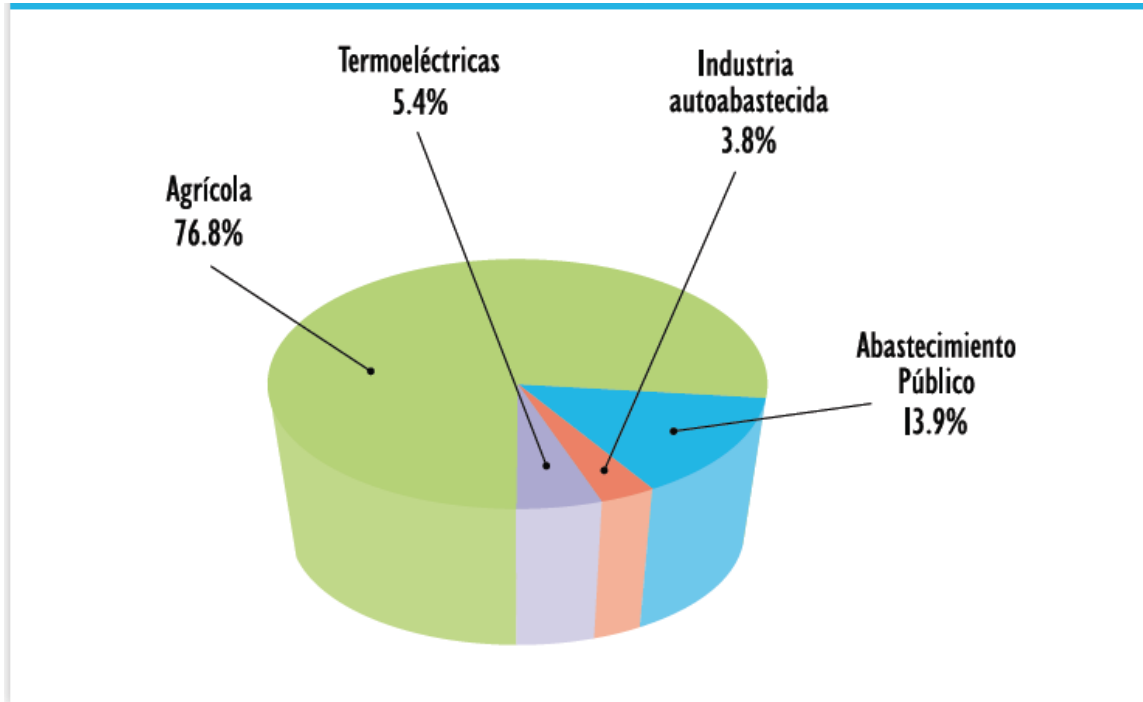
Anualmente México recibe del orden de 1.51 billones de metros cúbicos de agua en forma de precipitación. De esta agua, el 72.5% se evapora y regresa a la atmósfera, el 25.6% escurre por los ríos o arroyos y el 1.9% restante se infiltra al subsuelo y recarga los acuíferos, de tal forma que anualmente el país cuenta con 465 mil millones de metros cúbicos de agua dulce renovable, a lo que se denomina disponibilidad natural media (CONAGUA, 2007).

La disponibilidad natural media per cápita, que resulta de dividir el valor nacional entre el número de habitantes, ha disminuido de 18 035 m³/hab/año en 1950 a tan solo 4 416 en el 2006.

A partir de la década de los setenta, ha venido aumentando sustancialmente el número de acuíferos sobreexplotados, 32 en 1975, 36 en 1981, 80 en 1985, 97 en 2001, 102 en 2003 y 104 en el 2006. De éstos se extrae casi el 60% del agua subterránea para todos los usos.

En el Registro Público de Derechos de Agua (REPDA), se cuenta con los volúmenes concesionados (o asignados) a los usuarios de aguas nacionales. En dicho registro se tienen clasificados los usos del agua en 12 rubros, mismos que por claridad se han agrupado en 5 grandes grupos; cuatro que corresponden a usos consuntivos, el agrícola, el abastecimiento público, la industria autoabastecida y las termoeléctricas, y el hidroeléctrico, que se contabiliza aparte por corresponder a un uso no-consuntivo (CONAGUA, 2007).

En la figura 1.1 se puede observar que el mayor volumen concesionado para usos consuntivos del agua es el que corresponde a las actividades agrícolas, debido a que México es uno de los países con mayor infraestructura de riego en el mundo.



FUENTE: Conagua. Subdirección General de Administración del Agua.

Figura 1.1 Distribución porcentual de los volúmenes concesionados para usos consuntivos, 2006

El 63% del agua utilizada en el país proviene de fuentes superficiales (ríos, arroyos y lagos), mientras que el 37% restante proviene de fuentes subterráneas (acuíferos).

Los usos consuntivos municipales e industriales generan cerca de 12.9 km³/año de aguas residuales que son vertidas en la mayoría de los casos a los cuerpos receptores, y solo aproximadamente el 13% (1.67 km³/año) reciben tratamiento (CNA, 2000). La norma que actualmente regula las descargas es la NOM-001-SEMARNAT-1996 que únicamente toma en cuenta parámetros convencionales, algunos metales y cianuros, por lo que en la mayoría de los casos, tanto las industrias como los municipios cumplen con lo establecido (CONAGUA, 2007).

En México, el saneamiento de las descargas municipales e industriales es relativamente bajo, 1,593 y 1,868 plantas de tratamiento respectivamente (CNA, 2007), la escasa cobertura de infraestructura, de los sistemas de tratamiento presentan deficiencias en la remoción de contaminantes por la mezcla de

sustancias tóxicas aportadas por las industrias que limitan los procesos de remoción, y aunado a lo anterior los estándares de calidad del agua impuestos a través de la NOM-001-SEMARNAL-1996 provoca que las descargas de diferentes giros industriales en la mayoría de los casos cumplan con los parámetros impuestos y los contaminantes específicos de cada giro no sean tomados en cuenta provocando que la incorporación de sustancias tóxicas deteriore el ambiente acuático y cause la pérdida de flora y fauna, así como limite los usos del cuerpo receptor (Saldaña *et al.*, 2001).

En la Clasificación Mexicana de Actividades y Productos, Censos Económicos 1994, INEGI, la industria textil se ubica en el Sector 3 correspondiente a la “Industrias Manufactureras”, Ramo II, la cual representa el 9.3% del producto interno bruto del sector en cuestión, como lo muestra la tabla siguiente:

Tabla 1.2 Industria manufacturera. Porcentaje de participación por rama de actividad.

Rama de actividad	Millones de pesos	Porcentaje
I. Alimentos, bebidas y tabaco	61,235	25.1
II. Textiles, vestido y cuero	22,577	9.3
III. Industria de la madera	6,691	2.7
IV. Papel, imprenta y editorial	10,659	4.4
V. Química, petroquímica y caucho	38,024	15.6
VI. Minerales no metálicos	17,544	7.2
VII. Industria metálica básica	13,109	5.4
VIII. Maquinaria y equipo	67,469	27.7
IX. Otras industrias manufactureras	6,448	2.6
Producto Interno Bruto Total de la Industria Manufacturera	243,756	100.0

Fuente: *Agenda del Economista*, enero-febrero 1997 / INEGI

1.6 EL AGUA RESIDUAL TEXTIL Y SUS RIESGOS A LA SALUD.

Bajo el concepto de "empresa textil" se entiende de un modo muy general un lugar de fabricación que trabaja con materiales hilables, como fibras, hilos, torzales,

tejidos, géneros de mallas, telas no tejidas, fieltros, pieles sintéticas y artículos similares.

La industria de la "confección" procesa la mayor parte de los productos de la industria textil. La industria textil posee uno de los efluentes más difíciles de tratar y se caracterizan por tener un intenso color, elevado pH y alta demanda química de oxígeno. Debido a la complejidad que presentan, los métodos tradicionales actualmente usados para su tratamiento no suelen ser adecuados (Álvarez *et al.*, 2004).

Considerando tanto los volúmenes de descarga como la composición de los efluentes, el agua residual generada por la industria textil está considerada como una de las industrias más contaminantes del sector. En los últimos años, nuevas y aún más estrictas regulaciones en lo que respecta a las descargas de aguas residuales se han establecido en muchos países. Con esta nueva legislación aunada a la presión de los tratados internacionales, tales como el incremento en la competencia y la introducción de niveles ecológicos para los productos textiles en los mercados de U.S.A. y Europa, la supervivencia de la industria textil en muchos países se ha visto amenazada. La industria textil rápidamente ha respondido a estas nuevas circunstancias con cambios drásticos e innovaciones en tecnologías de tratamiento (Vandevivere *et al.*, 1998).

La naturaleza de los efluentes industriales.

La fuente principal de las aguas residuales generadas por los procesos textiles provenientes de los baños y el blanqueado de las fibras naturales, así como de las fases de teñido y acabado. Debido a la gran variedad de fibras, colorantes, uso de productos para acelerar y realizar el acabado de los productos, estos procesos generan aguas residuales diversas y de gran complejidad química, los cuales no son tratadas en plantas de tratamiento de aguas residuales convencionales. La composición química de los efluentes textiles se ha ido modificando significativamente en función de los cambios en las preferencias de los

consumidores. El más significativo recae en la actual popularidad por las telas de algodón y los colores brillantes, viéndose obligados a utilizar colorantes reactivos y del tipo azo a mayor escala. Una causa aún más importante en lo que se refiere a los cambios en los efluentes textiles son las nuevas y más estrictas regulaciones en materia de descargas al ambiente y salud pública. En respuesta a estas nuevas restricciones, los fabricantes de colorantes han desarrollado nuevas líneas de auxiliares de colorantes a fin de cumplir con estos niveles “ecológicamente avanzados”, por ejemplo, emulsificantes no derivados de fenoles alcalinos, pigmentos que no contienen sustitutos de halógenos o metales pesados, agentes blanqueadores libres de cloro, etc. (Vandevivere *et al.*, 1998).

En las curtidurías e industrias textiles, el color se aplica a los productos finales a través de coloración o impresión, resultando la generación de diferentes aguas residuales. El efluente (incluyendo aguas de pegado, despegado, escoriamiento, coloración, lavado y terminado) contienen muchos colorantes inutilizados con una alta intensidad de color. Asimismo, se puede percibir visualmente el color en los efluentes textiles, de hecho, el residuo puede componerse de cientos de diferentes tonos y sombras, manifestando una absorbancia con longitudes de onda en un intervalo desde 350 a 500 nm. (Banat *et al.*, 1996).

1.7 CARÁCTERÍSTICAS DE LOS COLORANTES

La apariencia de color es una característica peculiar en muchos de los efluentes industriales, los cuales incluyen la producción de colorantes, curtidurías, textileras y otros (alimenticias y cosméticos).

Los colorantes y colores presentes en las aguas residuales, junto con otros reactivos químicos residuales utilizados para llevar a cabo los procesos, e impurezas de materias primas y otros materiales recalcitrantes en los procesos de acabado, incluyendo alcohol polivinil, almidones, surfactantes, pesticidas y biocidas en industrias textiles, han presentado problemas significativos para el tratamiento de las aguas residuales (Banat *et al.*, 1996).

La Asociación de Toxicología y Ecología de la Industria Manufacturera de Colorantes (ETAD, por sus siglas en inglés), define a los colorantes como sustancias orgánicas fluorescentes o de color intenso, las cuales imparten color a un sustrato por medio de una absorción selectiva de la luz (IMTA, 2000).

El primer colorante que se preparó fue la Mauvine (Figura 1.3), que fue preparado por William Henry Perkin en Inglaterra en 1856, esto marcó el inicio de la industria de los colorantes sintéticos.

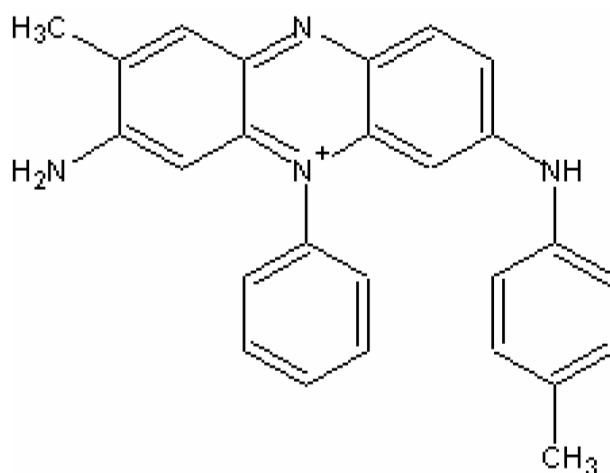


Figura 1.3 Estructura de Mauvine

Los colorantes son sustancias orgánicas fluorescentes o de color intenso que imparten color a una sustancia incolora, o bien, a un sustrato por medio de una absorción selectiva de luz. Estas sustancias son persistentes en las aguas residuales, representando un problema muy grave de contaminación, por no disminuir aún después de un tratamiento convencional. Los colorantes se encuentran en descargas de las industrias textil, del curtido y en las de su propia producción. A los colorantes de tipo azo corresponde más del 50% de los utilizados en el mercado (Moeller *et al.*, 2003).

Los colorantes y pigmentos sintéticos son ampliamente utilizados en las industrias de teñido e impresiones. Más de 70,000 toneladas y aproximadamente 10,000 tipos de colorantes se producen anualmente alrededor del mundo, de los cuales

alrededor del 10% se pierde en los efluentes de estas industrias. Asimismo, los colorantes sintéticos no son susceptibles a ser degradados mediante proceso biológicos convencionales, debido a su resistencia a los ataques microbianos (Wang y Yu, 1991).

Las moléculas de color se componen de un cromogénico, es decir, una estructura aromática que absorbe la luz visible y fija el colorante a las fibras. Existen cerca de 12 clases de grupos cromogénicos, siendo los más comunes los de tipo azo, los cuales representan más del 60 – 70% de todos los efluentes textiles producidos, seguidos de los de tipo antraquinona. Una segunda clasificación de los colorantes se basa en su modo de aplicación a las telas, de los cuales se distinguen los colorantes ácidos, reactivos, complejos metálicos, dispersos, directos, básicos y sulfurosos (Vandeviviere *et al.*, 1998).

Los tipos de colorantes utilizados frecuentemente tanto por textileras como por las curtidurías, incluyen los ácidos, básicos, directos, dispersos, mordaces, reactivos, sulfurados, así como los colorantes tipo azo. Los colorantes ácidos son aniónicos, solubles en agua con diferentes grupos cromofóricos sustituidos con grupos funcionales ácidos tales como los ácidos nitro-, carboxil- y sulfónico. Los colorantes básicos son de tipo catiónico con teniendo cromofóricos típicamente del grupo amino. Los colorantes reactivos, similares a los colorantes directos, también son aniónicos altamente solubles en agua y se adhieren con rapidez a las fibras textiles via enlace covalente. Los colorantes dispersos son iones no-aniónicos sustancialmente insolubles en agua y se utilizan para el teñido de las fibras hidrofóbicas de dispersión acuosa (Banat *et al.*, 1996).

Los tratamientos biológicos convencionales han comenzado a aplicarse ampliamente para el tratamiento y desintoxicación de muchos efluentes industriales. Sin embargo, estas alternativas de tratamiento presentan limitaciones, especialmente cuando se aplican en la decoloración y tratamiento de compuestos recalcitrantes, tales como los que provienen de la industria del papel, molienda de azúcar, colorantes sintéticos, etc. (Palma *et al.*, 1999).

1.7.1 COLORANTES AZOICOS

Actualmente, la industria de la síntesis de colorantes azoicos consume grandes volúmenes de agua y químicos para sus procesos de producción. Aún en nuestros días los sistemas de tratamiento biológico no convencionales son pocos en comparación con otro tipo de tratamientos enfocados en la depuración del nitrógeno. La nitrificación y desnitrificación simultánea, por ejemplo, se presenta con frecuencia en los sistemas de tratamiento, mas de manera circunstancial, ya que los sistemas ya establecidos no fueron diseñados para favorecer este tipo de mecanismos. Esto es el resultado de la poca investigación que se ha realizado del aprovechamiento de las diferentes vías metabólicas (Garzón, 2005).

Los colorantes azo son generalmente persistentes bajo condiciones aeróbicas y, en condiciones anaeróbicas, este tipo de colorantes sufren una reducción por acción de bacterias anaerobias produciendo aminas aromáticas, las cuales son recalcitrantes en los sistemas de tratamientos anaeróbicos y requieren condiciones aeróbicas para su degradación mediante un consorcio de bacterias cuyo aceptor final de electrones es el oxígeno molecular presente debido a las condiciones aeróbicas del sistema. En este tipo de tratamiento de compuestos tóxicos, muchas veces se hace necesario la presencia de un co-sustrato. La reducción anaeróbica del grupo azo es no especifica, por lo que para el tratamiento de este tipo de moléculas se requiere entonces una etapa anaeróbica y luego una aeróbica para lograr en primera instancia el rompimiento del grupo azo, cromóforo y luego en una segunda etapa, la mineralización de las aminas producidas en la primera etapa. El grado de degradabilidad de un colorante va a estar determinado por la estructura del mismo. (Quezada *et al.*, 1999; Bishop, 1996, Kulla, 1981; Pagga & Brown, 1986).

El descubrimiento de Peter Griess en 1858 y 1864 de la reacción de diazotación de aminas aromáticas y la reacción de copulación de compuestos diazonio dieron la base para la siguiente fase de elaboración de los colorantes y obtuvieron la

base teórica que hacía falta. Los colorantes azo son ampliamente utilizados como colorantes en la industria textil, alimenticia y cosmética. La mayoría de los colorantes azo sulfatados no son degradados en plantas de tratamiento aeróbico convencionales. Sin embargo, es bien sabido que la mayoría de los colorantes tipo azo son reducidos a sus respectivas aminas, a través de la acción de varios microorganismos bajo condiciones anaeróbicas. Las aminas aromáticas que se forman de la reducción de los colorantes azo sulfatados son en muchos de los casos, derivados del benceno y naftaleno. Existen varios estudios enfocados en la mineralización de aminobencenos y aminonaftalenos sulfatados por la acción de las bacterias. De ahí la importancia de enfocarse en la biodegradación de los colorantes tipo azo a través del tratamiento anaerobio – aerobio en secuencia. En la fase anaerobia, el anillo azo se rompe. Los productos reducidos son reducidos finalmente en la fase aerobia (Kudlich *et al.*, 1999).

Los colorantes azo se caracterizan por el cromóforo $-N=N-$, que en ciertos casos puede existir en la forma tautométrica $-NH-N=$. los compuestos que tienen un solo grupo azo se conocen como colorantes monoazoicos, los que tienen dos son diazoicos, con tres, triazo, etc.

Los colorantes azo se preparan a partir de aminas aromáticas primarias por una secuencia de procesos conocidos como diazotación y copulación. Cuando estas aminas reaccionan con ácido nitroso en solución ácida fría se diazotan formando una sal de diazonio. La sal de diazonio puede copularse con componentes adecuados, típicamente fenoles y naftoles, aminas aromáticas y sus derivados, acetoacetarilaminas y pizol-5-onas sustituidas.

Hay otras tres formas de copular los componentes para obtener colorantes diazo. El grupo principal implica la doble diazotación (tetrazotación) de una diamina y la copulación con dos agentes. Otro grupo comprende dos unidades diazo, que se copulan con un solo compuesto para formar colorantes. Finalmente, hay un grupo en donde los colorantes monoazoicos se copulan entre sí para formar un colorante.

Con el descubrimiento de la diazotación de las aminas aromáticas y su acoplamiento en aromatizantes ricos en electrones, el químico alemán Johann Peter Griess dio lugar en los años 1858-1860 a la categoría de los colorantes azo.

Todos los colorantes azo presentan la fórmula general $R_1 - N = N - R_2$, si bien los dos residuos R_1 y R_2 pueden ser de naturaleza diversa o idéntica. La producción de los colorantes azo se realiza mediante la diazotación de aminas aromáticas (los componentes diazo) y la subsiguiente realización del compuesto diazonio resultante con componentes de enlace adecuados (Wannemacher, 2006).

Debido a la sencillez de la síntesis, que generalmente se produce en el agua, y la amplitud de variabilidad prácticamente ilimitada en la elección del componente diazo y de enlace, así como de los sustituyentes del componente diazo y de enlace (grupos hidroxilo, alquil-amino, carboxilo o nitro) es posible la representación de muchos colorantes azo diferentes.

Uno de los criterios más importantes en la valoración y selección de colorantes es su solubilidad. Como compuestos orgánicos, los colorantes azo se disuelven en muchos de los disolventes orgánicos corrientes, en parte también en entornos acuosos. Por esta razón, muchos colorantes azo de estructura simple no pudieron imponerse en el mercado. Con carácter general, la solubilidad de los colorantes se puede reducir de dos formas: Mediante el agrandamiento de la estructura de molécula o mediante la introducción de grupos inertes frente al disolvente. El primer camino nos lleva por la modificación de la estructura de la molécula. Aquí, mediante el acoplamiento a través de dos puentes azo y una molécula de puente agrandada casi se duplica el tamaño de la molécula. La segunda opción para reducir la solubilidad es la de incorporar grupos que tengan un efecto repelente frente a los disolventes. Así, por ejemplo, una fuerte mejora de la insolubilidad se consiguió con la introducción de grupos de carbonamida o de heterociclos como la benzimidazolona. De esta forma, muchos colorantes azo fueron convertidos en pigmentos azo, que, en cuanto a la cantidad, por su insolubilidad, tienen una importancia mucho mayor como colorantes. Pero también otras propiedades

técnicas de aplicación como resistencia a la luz, a la meteorología y al calor, la fuerza de coloración, la dispersabilidad y la resistencia a la migración pueden ser influenciadas mediante la sustitución de la estructura química básica y mediante una elección inteligente del sustituyente del componente diazo y de acoplamiento. (Wannemacher, 2006).



Figura 1.4. Pigmentos azo rojo y amarillo

Todo colorante azo comercialmente importante (Figura 2.2.1.) es identificado por el sistema de índice de color (Color Index). A cada colorante se le da un nombre genérico, por ejemplo, marrón directo, que brevemente da información sobre la aplicación y color. Además del nombre genérico, cinco dígitos se le destinan ambiguamente para identificar su estructura química. En el sistema de índice de color, los colorantes azo se proveen con números entre 11,000 y 39,999 que corresponden a la clase química mostrada en la tabla 2.2.1. (Øllgaard, *et al.*, 1998).

Tabla 1.5. Clasificación de los colorantes Azo en el sistema de Índice de Color

Clase de colorante	CI No. de Constitución
Mono azo	11,000 - 19,999
Diazo	20,000 – 29,999
Triazo	30,000 – 34,999
Poliazos	35,000 – 36,000
Azoico	37,000 – 39,999

Fuente: Øllgaard. *et al.*, 1998

Hasta la fecha, la mayoría de las investigaciones de biodegradación o degradación enzimática de colorantes, se ha centrado en el estudio de colorantes tipo azo y sus variedades. En ocasiones, se ha concluido que es más factible el sintetizar colorantes con estructuras químicas que se adapten a las características de los sistemas biológicos o a las propiedades de las enzimas ya conocidas, que el explorar y localizar un sistema capaz de llevar a cabo la degradación de la mayor variedad de colorantes sintéticos ya existentes (Moeller *et al.*, 2003).

Bajo condiciones anaerobias es bien sabido que los componentes aromáticos simples pueden ser degradados vía hidroxilación y apertura del anillo, por lo que es una ventaja que el colorante sea tratado bajo condiciones anaerobias como primera etapa para la decoloración del rompimiento reductivo del enlace azo. La segunda etapa debe ser hecha en condiciones aerobias para la posterior composición de las aminas aromáticas tóxicas y cancerígenas (Melgoza, 2003).

1.7.2 EFECTOS TÓXICOS DE LOS COLORANTES AZO

El grupo azo característico de los colorantes azoicos, es susceptible de reducirse, dando lugar a la formación de aminas aromáticas. Algunas de estas arilaminas aromáticas, tienen un potencial cancerígeno demostrable (AITEK, 2003).

Las aminas aromáticas que están en las impurezas de los colorantes azo y los subproductos generados en la degradación de los colorantes, tienen propiedades físico químicas que varían dentro de los siguientes cuatro grupos: anilina, toluidina, benzina y naftaleno. La solubilidad de los metabolitos varía similarmente desde casi insoluble a muy soluble. Los máximos de absorción están en el rango de 240 a 300 nm; esto es debajo de la región UV visible (Øllgaard, *et al.*, 1998).

En el caso de producirse la penetración de estos colorantes en nuestro organismo, supongamos a través de la saliva o el sudor humano, la reducción a aminas aromáticas, puede tener lugar en el interior del mismo (en la microflora intestinal y en las enzimas hepáticas) por acción de algunas de nuestras enzimas. De este modo se podría afirmar que aquellos colorantes azo utilizados en la tintura de

artículos textiles que contienen en su estructura una amina cancerígena, susceptible de ser liberada, poseen por sí mismos potencial cancerígeno (AITEX, 2003).

La toxicidad aguda de los colorantes azo, como la definida por criterios de Estados Unidos para la clasificación de sustancias peligrosas, es más bien baja. La información sobre la toxicidad oral aguda, incluyendo la irritación de ojos y piel, están en la forma de hojas de datos de seguridad disponible para muchos colorantes azo comerciales (Øllgaard, *et al.*, 1998). En muchos países europeos, por ejemplo en Alemania, es aceptado que todos los colorantes pueden descomponerse para liberar aminas aromáticas que muchas de ellas son carcinogénicas. El Comité Científico en Toxicidad, Ecotoxicidad y Ambiente (CSTEE) llegó a la conclusión que desde el punto de vista de riesgo a carcinogenicidad, éste aplica a los colorantes azo que se transforman en aminas aromáticas carcinogénicas. Algunos tintes azoicos utilizados en la producción textil y de cuero presentan un riesgo de carcinogenicidad para los consumidores y los trabajadores. Varios Estados miembros ya han introducido o notificado medidas legislativas nacionales por las que se prohíben ciertos colorantes azoicos carcinógenos y la necesidad de armonizar el sector se reconoce ya de manera generalizada en el terreno industrial y mercantil (CSTEE, 2000).

La mayor parte de los colorantes que han resultado ser cancerígenos ya no se utilizan; sin embargo, una investigación completa de todos los colorantes es imposible (Brawn y DeVito, 1993). Otro factor preocupante son las impurezas dentro de productos de colorantes comerciales y los aditivos usados durante el proceso de teñido. Muchos efluentes de la industria textil contienen metales pesados que son complemento de los colorantes azoicos. Altas concentraciones de sal son utilizadas a menudo como solventes para propiciar la reacción de los colorantes con las fibras (Zollinger, 1991). Estos compuestos pueden causar alcalinidad y altas concentraciones de conductividad en las aguas residuales textiles, conduciendo a problemas de toxicidad agudos y crónicos.

El entendimiento de las estructuras de los colorantes y el cómo son degradados es crucial para comprender cómo se crean los subproductos tóxicos. Brown y DeVito (1993) han compilado una lista de tres mecanismos biológicos responsables de la activación de compuestos cancerígenos de los colorantes azo. Esta lista está basada en una revisión extensa de la literatura en cuanto a la toxicidad de colorantes azoicos, y coloca cada mecanismo de acuerdo a la frecuencia en que aparecen en citas de diferentes autores. Brown y DeVito (1993) postularon que:

- Los colorantes azoicos pueden ser tóxicos sólo después de la reducción y del rompimiento del enlace azo, produciendo aminas aromáticas.
- Los colorantes azoicos con estructuras que contienen grupos de aminas aromáticas libres que pueden ser metabólicamente oxidados sin la reducción del enlace azo, pueden causar la toxicidad.
- La activación tóxica del colorante azoico puede ocurrir después de la oxidación directa del enlace azo produciendo alta reactividad electrofílica de las sales de diazonio.

CAPÍTULO 2

LOS PROCESOS NATURALES COMO ALTERNATIVA DE TRATAMIENTO DE AGUAS TEXTILES

Los procesos ampliamente utilizados en la práctica en el tratamiento de las aguas residuales y algunos tipos de industrias son los procesos biológicos. En la práctica, para cumplir con las normas ambientales para descarga de aguas residuales tratadas en cuerpos receptores es obligatorio aplicar alguna de las variantes de estos procesos (USEPA, 2000).

Los procesos biológicos se utilizan para convertir la materia orgánica suspendida y disuelta que contienen las aguas residuales en sólidos biológicos e inorgánicos que pueden ser removidos en un tanque sedimentador. En muchos de los casos los procesos biológicos se aplican en combinación con otros procesos físicos y químicos que se utilizan para tratamiento preliminar y primario, por lo que para estos procesos se ha adoptado el término tratamiento secundario. La sedimentación es más eficiente para remoción de sólidos sedimentables, mientras los procesos biológicos son más eficientes en la remoción de materia orgánica en forma coloidal ó disuelta. Algunos de los procesos biológicos como los sistemas de aeración extendida se diseñan para operar sin sedimentación primaria.

2.1 TECNOLOGÍAS UTILIZADAS PARA EL TRATAMIENTO DE COLORANTES

Existe una clara diferencia entre la decoloración, degradación y mineralización de los colorantes. La decoloración es simplemente la desaparición del color sin romper las moléculas complejas de los colorantes. La adición de una solución blanqueadora puede decolorar el agua, pero el residuo de esto, puede aún contener compuestos orgánicos, los cuales pueden ser más tóxicos que el residuo original del colorante. La desaparición del color en el agua no significa una degradación de las moléculas orgánicas del mismo. Más aún, la decoloración

ocurre cuando la unión cromofórica se rompe, pero la mayoría de los fragmentos de la molécula original permanecen intactos. Estos intermediarios pueden representar problemas significativos para los procesos de tratamiento y los cuerpos receptores de agua, debido a las cargas orgánicas y a la toxicidad de los mismos. Asimismo, es bien sabido el hecho que las aminas orgánicas producidas bajo condiciones de reducción (químicas y bioquímicas) presentan efectos tóxicos mayores al medio ambiente que los productos iniciales (Banat *et al.*, 1996).

Los procesos típicos para la remoción del color incluyen sistemas físicos, químicos, eléctricos y biológicos, los cuales se muestran en la tabla siguiente:

Tabla 2.1 Tecnologías utilizadas para decoloración

Tipos	Procesos	Ejemplos
Físicos	Membrana Flotación Adsorción	Nanofiltración Electroflotación Carbón, u otro material de bajo costo
Electroquímicos	Oxidación/reducción Cloración/ozonización Oxidación por aire húmedo Oxidación con reactivo Fenton Reducción Intercambio iónico Extracción de pares de aniones	Electro-coagulación, electro-oxidación, electro-flotación. Cl ₂ , NaOCl, ozono Altas presiones y temperaturas H ₂ O ₂ /Fe(III) Na ₂ S ₂ O ₄ Intercambio con resina aniónica Aminas reaccionando con grupos sulfónicos formando pares de iones hidrofóbicos y acumulados en un medio orgánico
Fotocatalítico	UV; H ₂ O ₂	UV/H ₂ O ₂ , UV/O ₃ , UV/TiO ₂
Biológico	Anaerobio, aerobio, anóxico	Lodos activados, hongos

Entre las tecnologías aplicadas en los procesos de remoción de color se encuentran los procesos por la vía metabólica, en los cuales los microorganismos son capaces de descomponer cromóforos y auxocromos de algunos colorantes, algunos pueden mineralizar estos colorantes hasta CO₂ y H₂O. Aparentemente, esto se debe a las estructuras complejas de los colorantes. Algunas especies de bacterias pueden decolorar los residuos de color aeróbicamente, tanto en sistemas de lodos activados o en aquellos con biopelículas; sin embargo, la mayor decoloración ocurre en medios anaerobios.

Para la reducción anaeróbica, la disminución del color ocurre tanto extracelular como intracelularmente. La tasa de reducción se ve limitada por el grado de sulfatación, así como de penetración del colorante hacia la membrana. En general, la degradación de los compuestos aromáticos clorados, y en particular los colorantes con enlaces azo, a aminas aromáticas bajo condiciones anaeróbicas ha sido relativamente establecido. Debido a la dificultad que enfrentan los procesos anaerobios para mineralizar los subproductos del rompimiento de las moléculas del colorante, lo lógico es combinar un proceso integrado anaerobio – aerobio para remover el color y los compuestos orgánicos clorados (Banat *et al.*, 1996).

2.2 PROCESOS ANAEROBIOS – AEROBIOS EN SECUENCIA

En la actualidad se ha comenzado a aprovechar algunas de las vías metabólicas de los microorganismos para crear nuevos sistemas de tratamiento no convencionales, tal es el caso de los sistemas para la eliminación del fósforo y nitrógeno, en el cual se aprovecha el metabolismo alterno de bacterias heterótrofas aerobias para eliminar fósforo y desnitrificar. (Garzón *et al.*, 1996)

Junn *et al.*, (2004), propusieron un proceso de remoción de nitrógeno consistente en un manto de lodos de flujo ascendente (USB, por sus siglas en inglés) en condiciones anóxicas, combinado con sistemas de biofiltración aeróbica. En el reactor USB la mayor parte de la materia orgánica y nitrógeno fueron removidos, y el amoníaco fue oxidado efectivamente en el filtro aerobio subsiguiente.

Garzón *et al.*, 1996, planteó la posibilidad de llevar a cabo un tratamiento biológico de remoción de nitrógeno y fósforo en un biofiltro secuencial en batch tras la aplicación de cuatro etapas: anaerobio, aerobio, anóxico y una segunda fase aerobia. El biofiltro fue empacado con una red de anillos y alimentado con agua residual municipal. Tras operar el sistema por 615 días, las condiciones óptimas de operación fueron establecidas para obtener la mayor tasa de remoción con una comunidad de microorganismos bien establecida. El sistema obtuvo resultados de

remoción de DQO, fosfatos y amoníaco del $89 \pm 1\%$, $75 \pm 15\%$ y $87 \pm 10\%$, respectivamente. La mayor eficiencia de remoción de fósforo y nitrógeno se obtuvo gracias a la relación entre las bacterias nitrificantes y las bacterias fosfato acumulativas.

La reducción anaerobia del colorante azo Naranja Ácido 7 (AO7) fue investigado en un reactor empacado de flujo ascendente en continuo (UPBR, por sus siglas en inglés) el cual contiene carbón biológico activado (BAC). Experimentos preliminares que utilizaron grafito como material de empaque demostraron el efecto catalítico al utilizar un intercambiador de electrones sólido en el reactor. Antes de iniciar con los experimentos, se efectuaron estudios de la adsorción del AO7 para controlar los efectos de la adsorción sobre el porcentaje de decoloración inicial. En un sistema continuo UPBR-BAC, altos porcentajes de conversión del colorante azo fueron alcanzados durante espacios de tiempo cortos hasta alcanzar el 99 % en 2.0 minutos. La única desventaja de las técnicas anaerobias biológicas es la necesidad de largos tiempos de residencia hidráulica. Varios estudios indican que la reducción de muchos colorantes azo se lleva a cabo de una manera lenta (Mezohegyi *et al.*, 2007).

Guerrero *et al.* (1999), obtuvieron resultados preliminares de la biodegradación anaerobia del colorante tipo azo marino terasil disperso en prueba batch. En la experimentación se efectuaron dos pruebas, la primera se llevó a cabo sólo con colorante a concentraciones de 100, 200, 400 y 800 mg/l y la segunda adicionando una fuente de carbono en forma de glucosa (100 mg/l) y sulfatos como aceptor de electrones en concentraciones de 50 a 250 mg/l. Se utilizó como inóculo, lodo granular proveniente de un reactor anaerobio tipo UASB que trata efluentes de una cervecería. Los resultados obtenidos de la primera prueba muestran que existe una decoloración total del efluente y una limitada producción de metano con respecto al testigo. Sin embargo, se tiene una disminución de materia orgánica del 73%, a la concentración de 100 mg/l, posiblemente debida a la adsorción del colorante en el lodo de inóculo.

En la segunda prueba, la producción de metano se ve más favorecida con la concentración de sulfatos de 150 mg/l. Aunque, la remoción de color fue total durante los primeros días, sólo se obtuvo una remoción de materia orgánica del 50%, para la concentración de 100 mg/l de sulfatos. Con base en estos resultados podemos decir que el rompimiento del enlace azo, se da bajo condiciones anaerobias, y que posiblemente la adición de sulfatos favorece la actividad de las bacterias sulfato-reductoras para facilitar la degradación de las aminas resultantes de esa disociación (Guerrero *et al.*, 1999).

En un biorreactor secuencial anaerobio/aerobio, el colorante azo MY10 fue satisfactoriamente mineralizado. Las aminas aromáticas que lo componen, el 5-aminosalicílico ácido (5-ASA) y 4-ABS, fueron recuperadas en la etapa anaerobia y degradadas en la etapa aerobia. La biodegradación del los 4-ABS era posible sólo después del aumento de un cultivo enriquecido con degradadores de 4-ABS. La alta recuperación de sulfato indicó la mineralización de 4-ABS. Después de la exposición por largo tiempo a 5-ASA, el lodo anaerobio granular mostró la capacidad de degradar este compuesto. Los resultados de esta investigación demostraron que los colorantes azo son mineralizados en condiciones secuenciales anaerobias/aeróbicas (Tan, 2001).

Cruz *et al.*, (2001) operaron en forma discontinua dos biofiltros, uno anaerobio (BAN) para biotransformar el colorante azo AD79 y otro aerobio (BA) para biodegradar las aminas aromáticas formadas. Los resultados mostraron que el AD79 fue biotransformado a aminas aromáticas en el reactor anaerobio. Cuando la concentración de AD79 en el reactor fue mayor de 48 mg/l fue necesario usar cosustrato para alcanzar más del 98% de decoloración en 72 horas. Las aminas formadas en el BAN fueron biodegradadas en el BA en un 65% durante 24 horas de reacción. El proceso acoplado requirió de 96 horas para alcanzar una remoción global de DQOc del 75%, necesitándose 72 horas para biotransformar completamente 124 mg/l de AD79.

Microbiología de la digestión anaerobia y aerobia.

La forma en como los microorganismos se van fijando a la superficie del material filtrante, es llevada a cabo a través de las etapas de inducción y acumulación. Dentro de un sistema de biofiltración, se pueden encontrar cuatro tipos de biomasa: los heterótrofos, oxidantes del amoníaco, oxidantes de nitritos y biomasa inerte (Rittmann *et al.*, 2002).

La inducción consiste en la formación de una monocapa de moléculas orgánicas que acondiciona la superficie para la formación de microorganismos. En una segunda etapa, las células microbianas establecen fuertes puentes por medio de estructuras de sostén o fijación, llevándolas a una asociación más permanente entre las células y el material soporte.

La acumulación se lleva a cabo una vez que las células se fijan al soporte, se reproducen y producen polímeros, lo que lleva al desarrollo de la biopelícula. Durante la etapa de acumulación, las bacterias se incrementan en forma logarítmica, manteniendo una velocidad casi constante, hasta alcanzar un grosor crítico sin afectar la remoción del sustrato. Finalmente, como resultado de la acumulación, se presenta el desprendimiento de la biopelícula, lo que evita un mayor acopio de microorganismos.

Los minerales esenciales para el desarrollo de los microorganismos generalmente provienen de los abastecimientos públicos que proporciona el agua para el transporte de las sustancias de desecho. Los residuos domésticos y algunos desperdicios industriales proporcionan el nitrógeno y el fósforo requeridos (Fair *et al.*, 1971).

2.3 UTILIZACIÓN DEL SISTEMA DE BIOFILTRACIÓN SOBRE CAMA DE MATERIAL ORGÁNICO PARA EL TRATAMIENTO DE LOS COLORANTES TIPO AZO

La biofiltración es una tecnología conocida, utilizada para el tratamiento de gases y olores; cuyo principio consiste en hacer pasar los contaminantes del aire a un medio líquido a través de una columna de materia orgánica (biofiltro) humedecida, sobre la cual crecen microorganismos que se alimentan de estos contaminantes (Garzón, 2005b).

Los biofiltros son sistemas de cultivo fijo, donde las bacterias se encuentran fijadas sobre una estructura inerte, normalmente, de un tamaño relativamente reducido. Esta tecnología permite operar el sistema para aguas residuales de origen, tanto urbano como industrial a temperatura variable, así como con fluctuaciones de carga orgánica disuelta. Está diseñada para operar en las siguientes condiciones: aguas residuales de origen urbano e industrial (mixtas), bajas temperaturas, altas fluctuaciones de caudal y variaciones de carga orgánica disuelta (Departamento Técnico de Air Water Treatment, 2003).

En México, esta tecnología se ha venido utilizando para el tratamiento de emisiones de olores. A principios de los 90's, sólo un pequeño grupo de investigadores mexicanos analizaron la posibilidad de utilizar los biofiltros para el tratamiento y control de olores contaminantes volátiles. En la última década las investigaciones se han enfocado básicamente en el comportamiento físico, químico y biológico del fenómeno de biofiltración, así como en su diseño y aplicación (Departamento Técnico de Air Water Treatment, 2003).

Los biofiltros industriales actualmente instalados en México incluyen una capacidad instalada del biofiltro de $300 \text{ m}^3/\text{d}$ para el control de olores en una planta de tratamiento. Asimismo, se ha instalado un biofiltro con una capacidad de

800 m³/min. para el tratamiento de emisiones de sulfuro, CS₂ y H₂S en una planta de producción de celofán y rayón (Sarina, 2004).

La ventaja de este proceso radica en que se trata de un sistema de cultivo fijo, en el que no se requiere de decantación secundaria; son sistemas compactos basados en módulos ampliables; requieren de bajos costos de operación y explotación; generalmente se trata de equipos montados y probados en plataformas; son sistemas completamente cerrados, por lo que no generan malos olores; los periodos de ejecución en su instalación son mínimos y requieren de mínima obra civil.

Este sistema funciona de la siguiente manera: el agua proveniente del tratamiento primario es introducida al biofiltro empacado con el material a utilizar, el cual servirá de soporte biológico sobre el cual se fijarán los microorganismos. Cuando el agua pasa a través del soporte biológico, las bacterias asimilan y biodegradan la materia orgánica, esta actividad biológica genera unos lodos residuales que se depositan en el propio cultivo y que periódicamente deberán extraerse, o ejecutarse un retrolavado para evitar que obstruyan el paso del agua. El agua que ya ha pasado por el biofiltro es conducida a un tratamiento final.

Estudios recientes han demostrado que la biofiltración es una tecnología capaz de trabajar bajo condiciones de sobrecarga, sin que ello afecte al efluente tratado, con tiempos de retención hidráulica muy cortos; asimismo, ocupan poco espacio y a la vez son fáciles de explotar y operar (Departamento Técnico de Air Water Treatment, 2003).

Se ha comprobado que esta tecnología resulta efectiva para la remoción de SST, DBO, nitratos y fosfatos. Incluso bajo condiciones de bajas temperaturas y diferentes caudales, se logra la nitrificación dentro del biofiltro (Wouters *et al.*, 2004).

El centro de investigación Degrémont (2000) realizó un estudio en dos biofiltros semi-industriales de flujo ascendente para tratar el agua residual de una planta de tratamiento especializada en la remoción de nitrógeno y carbono. El sistema consiste en una predesnitrificación, seguida de una nitrificación. Los resultados en la predesnitrificación combinada con la nitrificación demostraron una eficiencia de remoción de nitrógeno total del 70%. Asimismo, se obtuvieron eficiencias en la DQO y SST del 91% y 97% respectivamente.

Lens *et al.* (1993), utilizaron los biofiltros empacados con turba y trozos de madera para determinar la capacidad de remoción para el tratamiento de aguas residuales municipales domésticas. Los resultados obtenidos demostraron que la turba y la madera tienen una buena capacidad en la remoción de bacterias fecales, obteniendo el 91% de remoción para SST, 50% en DQO, el 99% para DBO₅ y el 93% para N-NH₄.

Esta nueva tecnología conocida como biofiltración sobre cama orgánica incluye principios de un filtro percolador y de un biofiltro tradicional para olores. Está constituida por una cama de materia orgánica que hace las veces de un filtro natural con muy alta porosidad y propiedades de adsorción y absorción. El medio filtrante (MF) retiene los contaminantes contenidos en el agua residual principalmente por procesos físicos y químicos propios de un filtro. Por otro lado, el MF también sirve de soporte para el crecimiento de importantes poblaciones de microorganismos que degradan los contaminantes retenidos en el filtro, regenerando así la capacidad de filtración y de depuración del sistema (Garzón, 2005b).

Otro estudio realizado por Couillard (1994), demostró que los biofiltros empacados con turba remueven el 99% del cobre y el 96% del zinc en las aguas residuales industriales y determinó que se obtienen estos porcentajes de remoción desde los 30 cm de altura.

En el Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) se ha trabajado en la degradación de colorantes azo provenientes de efluentes industriales mediante sistemas de tratamiento mediante el proceso de biofiltración soportado en una cama de turba para la eliminación de colorantes (Moeller *et al.*, 2003).

Como la turba es un material de exportación originaria de Canadá, en el IMTA se realizó un estudio con diferentes tipos de material orgánico autóctonos del Estado de Morelos para ver cual era el mejor en el tratamiento de aguas residuales en la decoloración fúngica de efluentes industriales con colorantes azo. Entre los materiales seleccionados se encontraban la fibra de coco, el bagazo de caña de azúcar, el Tabachín, la Jacaranda y el Casahuate. Con base a los materiales seleccionados se presentaron sus características que los hicieron adecuados como medio de soporte para llevar a cabo la decoloración fúngica, algunas de estas características fueron alta porosidad, alta capacidad de retención de humedad, alto contenido de lignina y celulosa.

El mayor porcentaje de remoción de color y de DQO además de presentar un comportamiento más estable fue una combinación de 50% de Tabachín y 50% de fibra de coco, por lo que se llega a conclusión de que pueden sustituir a la turba como medio de empaque para llevar a cabo la decoloración fúngica (Moeller *et al.*, 2003).

2.4 UTILIZACIÓN DE SISTEMAS DE HUMEDALES PARA EL TRATAMIENTO DE COLORANTES TIPO AZO

El interés por el uso de humedales en el tratamiento de aguas residuales se ha incrementado en los últimos veinte años. Los humedales naturales se definen como una porción de tierra donde la superficie del suelo esta saturada con agua y crece vegetación; como los pantanos y las ciénegas. Los humedales artificiales se encuentran entre los sistemas naturales de tratamiento más utilizados actualmente en todo el mundo; son sistemas que se diseñan y construyen para utilizar los procesos naturales que incluyen vegetación de humedales, suelos y microorganismos asociados que ayudan en el tratamiento de aguas residuales en un ambiente más controlado que en los humedales naturales (Kayombo et al, 2005; Vymazal, 2005; WSP-LAC, 2006). Son sistemas pasivos de depuración constituidos por canales poco profundos e impermeabilizados en los que los procesos de descontaminación son ejecutados simultáneamente por componentes físicos, químicos y biológicos (Price *et al.*, 1997; USEPA, 1999; García *et al.*, 2004). Generalmente incluyen estructuras para controlar la dirección del flujo, el tiempo de retención del agua residual y el nivel del agua (USEPA, 1999).

Este sistema de tratamiento es viable debido a los bajos costos de construcción, operación y mantenimiento, ya que se puede utilizar para una gran variedad de aguas residuales como las de origen doméstico, municipales, industriales, así como también para tratar a los lixiviados. El intervalo de aplicación va desde un sistema unifamiliar, parques, escuelas, pequeñas comunidades rurales y para el tratamiento de aguas municipales e industriales por tener varias ventajas significantes como las de no generar malos olores, plagas de mosquitos y otros insectos vectores, así como un mínimo riesgo público a la exposición y contacto con el agua del sistema (USEPA, 1999).

Los mecanismos principales en la remoción de los sólidos suspendidos en los humedales subsuperficiales son la floculación y sedimentación de partículas

coloidales. Estos sistemas son muy efectivos para remover SS debido a la baja velocidad y a la alta área superficial del sustrato. Actúan como filtros y propician la separación de los SS a través de la sedimentación por gravedad, la filtración, retención y adsorción sobre la biopelícula adherida sobre el lecho (sustrato y sistema de raíces) (USEPA, 1999). La acumulación de SS no biodegradables o de lenta degradación puede conducir a la obstrucción del sistema en la zona de entrada, por eso sólo los HSS sólo deben recibir efluentes pretratados (USEPA, 1999; Langergraber *et al.*, 2001).

Por otro lado, la materia orgánica presente en las aguas residuales cuantificada como DBO o DQO es removida mediante una serie de reacciones bioquímicas aerobias y anaeróbicas con la participación de una gran variedad de comunidades microbianas. La reacción aeróbica más importante es la respiración y es moderadamente eficiente en términos de transferencia de energía (Mitsch *et al.*, 2007). La degradación anaeróbica es mucho más lenta que la degradación aeróbica; sin embargo, cuando la concentración de oxígeno es baja, sobre todo con altas cargas orgánicas, la degradación anaeróbica es la predominante (Vymazal, 2005).

Las dos principales reacciones anaeróbicas, son la fermentación y la metanogénesis. Durante la fermentación o glicólisis, los carbohidratos de alto peso molecular se descomponen en ácidos y alcoholes de bajo peso molecular; que sirven de sustrato para la metanogénesis (Vymazal, 2005; Mitsch *et al.*, 2007); aunque las bacterias metanógenas también pueden utilizar CO₂ como sustrato. Otras reacciones importantes mediante las cuales se remueve la materia orgánica son la reducción de sulfato, la reducción de nitrato o desnitrificación y la reducción de hierro; todas ellas bajo condiciones anaerobias (Kadlec y Knight, 1996).

Asimismo, los humedales construidos son efectivos para la remoción de patógenos de las aguas residuales (Zdragas *et al.*, 2006), registrándose remociones de coliformes totales y fecales generalmente entre 95 a 99%

(Vymazal, 2005b) y en algunos casos superiores al 99% de coliformes totales (Vaca *et al.*, 2006). Los organismos más pequeños como los coliformes o virus se adhieren sobre partículas “acarreadoras” para que puedan sedimentar (Edwards, *et al.*, 2005). Otro de los mecanismos es la adsorción, que tiene lugar como resultado de la interacción entre la superficie del sustrato y los polímeros bacterianos. La depredación también juega un papel importante. Wand *et al.*, (2007) encontraron que la depredación por protozoarios ciliados y flagelados abundantes en condiciones aerobias, fue uno de los mecanismo más importante para la remoción de *E. coli* en humedales subsuperficiales de flujo vertical; Sttot *et al.*, (2001) encontraron que los oocitos de *Cryptosporidium parvum* fueron ingeridos en forma efectiva por protozoarios ciliados; en general, los protozoarios se desarrollan mejor en condiciones aerobias (Decamp y Warren, 2000). La muerte natural ocurre debido a que las condiciones dentro del humedal son desfavorables a la mayoría de los patógenos entéricos y coliformes; por ejemplo, se ha demostrado que las plantas emergentes, como la *Phragmites australis* liberan exudados de sus raíces que son tóxicas a un amplio rango de bacterias, incluyendo la *E. Coli*; adicionalmente algunas bacterias como las *Pseudomonas* con propiedades antibióticas, se desarrollan en los rizomas de las macrófitas (Decamp y Warren, 2000). También la escasez de nutrientes y competencia con otros microorganismos pueden participar en la mortandad de los patógenos (Edwards, *et al.*, 2005).

En lo que respecta a la remoción de N-total, es la mineralización del N-orgánico o transformación a N-amoniacal (amonificación) mediante microorganismos aerobios o anaerobios; aunque las reacciones son más lentas en condiciones anaerobias (Kadlec y Knight, 1996). El N-amoniacal formado puede seguir rutas alternas. Puede ser tomada por las raíces de las plantas o por microorganismos anaerobios y transformarse de nuevo a materia orgánica; si el $\text{pH} > 8$ se transformará a NH_3 y se volatilizará del sistema; también puede ser inmovilizado mediante intercambio iónico con el sustrato (Mitch y Gosselenky, 2007). Sin embargo, la conversión a N-nitrato bajo condiciones aerobias por las *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, es el

mecanismo principal que reduce la concentración de N-amoniaco en muchos humedales construidos (Kadlec y Knight, 1996). El último paso es la remoción del N-nitrato del sistema. Puede ser asimilado por las plantas o por microorganismos, o removido principalmente por medio de la desnitrificación. La desnitrificación procede en condiciones anaerobias y a través de ella, el NO_3^- o NO_2^- se transforma a nitrógeno gas (N_2), óxido nitroso (N_2O) u óxido nítrico (NO) (Kadlec y Knight, 1996). Recientemente se ha encontrado que el nitrato también puede sufrir una reconversión a N-amoniaco (*dissimilatory nitrate reduction to ammonia*) y puede ser realizada por bacterias anaeróbicas, aeróbicas o facultativas e incluso puede ser más importante que la desnitrificación (Mitch y Gosselink, 2007). Otra transformación anaeróbica descubierta recientemente se conoce como *annamox* (*anaerobic ammonium oxidation*) y es la formación de una molécula de N_2 a partir del N-amoniaco y N-nitrito como el agente oxidante (Mitch y Gosselink, 2007, Vymazal, 2007).

El fósforo puede entrar al sistema como ortofosfato o como fosfato orgánico (Kayombo *et al.*, 2006). El fósforo orgánico puede liberarse como fósforo soluble con la degradación de la materia orgánica (Langergraber *et al.*, 2001). Su remoción puede seguir distintas rutas; puede ser asimilado por las plantas o inmobilizado por los microorganismos o ser retenido por el sustrato y precipitado (Tousignant, 1999; Kayombo *et al.*, 2006).

Existen dos tipos básicos de humedales construidos, los que tienen un flujo libre de agua en la superficie y los que la subsuperficie esta inundada. Ambos tipos utilizan plantas acuáticas emergentes y son iguales en apariencia a los pantanos.

En los humedales de flujo superficial, la superficie del agua se encuentra expuesta a la atmósfera y circula a través de los tallos de las macrófitas. Los HFS se subdividen de acuerdo a la vegetación predominante: macrófita emergente, macrófita flotante o macrófita sumergida (Langergraber *et al.*, 2001); pero los de macrófita emergente, son los más comunes (Rousseau *et al.*, 2008).

Para soportarlas, se coloca una capa de suelo sobre el fondo impermeabilizado. Los sólidos sedimentables se remueven por sedimentación, con ello disminuye la DBO y las formas particuladas de nitrógeno y fósforo presentes en el agua residual; como consecuencia un lodo rico en nutrientes se forma en el fondo del humedal. La vegetación suministra el oxígeno a la zona del lodo a través de las raíces, promoviendo la remoción de contaminantes por los microorganismos. Los sistemas con macrófitas flotantes, utilizan plantas flotantes como el lirio acuático y el pato de agua para remover nutrientes y controlar algas en las aguas residuales. Para soportar la vegetación flotante se utiliza una rejilla que también sirve para evitar que el viento arrastre las plantas (Kayombo *et al.*, 2005). La rejilla y las plantas reducen la turbulencia, permitiendo que los sólidos suspendidos sedimenten más rápido. La vegetación debe cosecharse periódicamente (Tousignant, 1999).

La tecnología de los humedales de tipo subsuperficial se basa en los trabajos de Seidel en Alemania durante el periodo 1960-1980 (Langergraber y Haberl, 2001; Vymazal, 2005a). Desde entonces, el uso de esta tecnología se extendió en Europa y actualmente se utiliza en todo el mundo (WSP-LAC, 2006), incluyendo países de mediano y bajo ingreso per cápita como Asia tropical, África, Nepal y América Latina (Morel *et al.*, 2006). Las principales ventajas de mantener un nivel subsuperficial del agua son la prevención de mosquitos y olores y la eliminación del riesgo de que el público entre en contacto con el agua residual parcialmente tratada (USEPA, 2000). De acuerdo con el régimen de flujo, los humedales subsuperficiales pueden operar bajo dos tipos de flujo, dependiendo de la dirección del agua a través del medio poroso: flujo vertical y flujo horizontal (USEPA, 2000, Rousseau *et al.*, 2008).

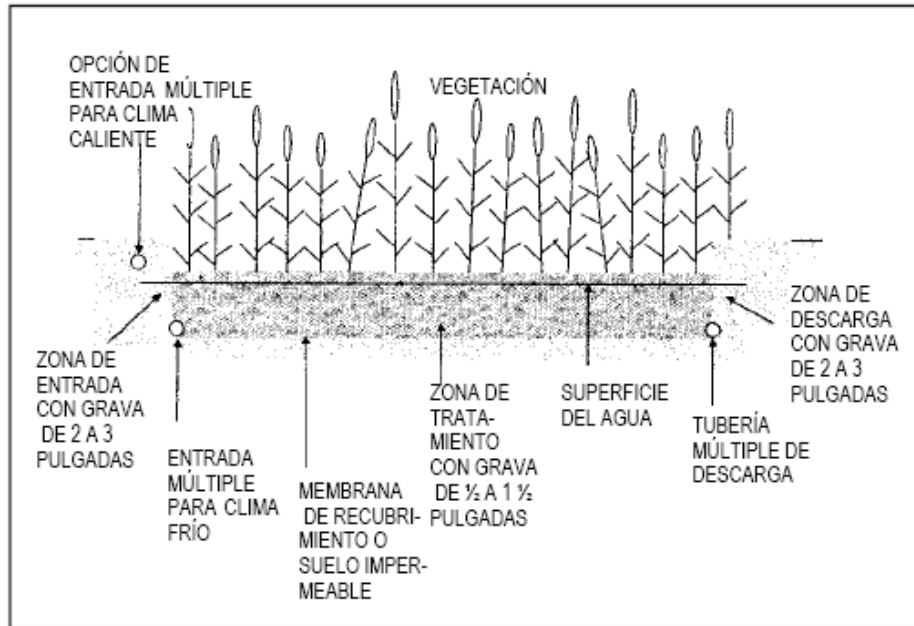


Figura 2.2. Diagrama de humedal de flujo subsuperficial adaptado de un dibujo de S.C. Reed, 2000.

Los humedales subsuperficiales de flujo horizontal (Figura 3.4.) generalmente se impermeabilizan con arcilla, concreto o película plástica. El agua se alimenta en la zona de entrada y fluye lentamente a través del lecho filtrante, que consiste de la arena o grava y raíces y rizomas de las helófitas (Rousseau *et al.*, 2004) hasta alcanzar la zona de salida en donde se colecta y se descarga. Actualmente se están investigando otros materiales de relleno como el PET para reducir costos (Morel *et al.*, 2006). Durante su paso por el sistema, el agua residual entra en contacto con el lecho que es colonizado por microorganismos adheridos que forman la biopelícula (Rousseau *et al.*, 2004; Vymazal, 2005). Se desarrollan zonas aerobias, anóxicas y anaerobias, propiciando el desarrollo de diferentes comunidades de microorganismos que se encargan de degradar los contaminantes.

En los humedales subsuperficiales de flujo vertical, el agua se alimenta en forma intermitente mediante un sifón o bombeo sobre la superficie del sustrato. La carga hidráulica aplicada y el régimen de dosificación son dos parámetros importantes en el diseño de este tipo de humedales (Headley *et al.*, 2004).

Como el agua residual se alimenta rápidamente, se provoca la inundación de la superficie. Posteriormente, se infiltra en el sustrato y drena lentamente a través de él; drena libremente por gravedad, permitiendo que el aire rellene los espacios en el sustrato, de manera que la siguiente dosificación atrapa este aire y junto con la aireación causada por la rápida alimentación sobre el lecho conducen a una buena transferencia de oxígeno (Kurup, 2007). Durante su paso por el sistema, el agua residual es filtrada y entra en contacto con las poblaciones microbianas adheridas sobre la superficie del lecho y sobre las raíces (Morel y Denier, 2006), finalmente se colecta en la base mediante un sistema de captación de tuberías perforadas. La suficiente oxigenación es la clave para el buen funcionamiento de este tipo de humedales (Langergraber y Haberl, 2001; Cooper, 2005), sobre todo para la nitrificación (Luederitz et al., 2001; Headley, 2004; Kayser y Kunst, 2004). Algunas veces se utilizan como tratamiento terciario o cuaternario después de un humedal de flujo horizontal, especialmente para la remoción de nitrógeno amoniacal (Mara, 2004).

En el comienzo de 1985, un gran número de sistemas *reed beds* fueron construidos en la Gran Bretaña basados en el principio de Kickuth (1977), pero en muchos casos se utilizó una cama de grava como medio en vez del suelo cohesivo, debido a la conductividad hidráulica del suelo. Muchas de estos canales se construyeron con una pendiente baja entre el 0.5% y el 1% y superficie plana. El propósito de esta pendiente pequeña es dar un gradiente hidráulico para garantizar un flujo subsuperficial.

A mitad de los ochentas, la Autoridad del Valle de Tennessee (TVA, por sus siglas en inglés) puso en marcha el programa de búsqueda y asistencia técnica en humedales para el tratamiento de una gran variedad de aguas residuales municipales, industriales, mineras, agrícolas, etc. El criterio de diseño de estos sistemas de flujo subsuperficial (SF) fue el propuesto por Kickuth y colaboradores (1977), que ha sido modificado significativamente en los años posteriores. Para el

año de 1991 se tenían registros de, al menos, 80 sistemas SF en operación en muchos estados de los Estados Unidos de Norte América. Estos sistemas varían en tamaño desde el tratamiento unifamiliar hasta grandes sistemas municipales (3,785 m³/d).

Tanto en los Estados Unidos de Norteamérica, como en Europa la mayoría de los humedales en operación son de flujo horizontal (USEPA, 1993; Vymazal, 2005). En estados Unidos, la cantidad de humedales es de alrededor de 8000 instalaciones; mientras que en Alemania se ha hecho un estimado de 50,000; otros países con un elevado número de este tipo de humedales son Austria, Reino Unido, Italia, Dinamarca, República Checa, Polonia, Portugal, Eslovenia, Francia, Estonia, Noruega y Suiza (Vymazal, 2005). Los humedales subsuperficiales de flujo horizontal pueden proporcionar un nivel confiable de tratamiento secundario con respecto a la demanda bioquímica de oxígeno y sólidos suspendidos totales, pero frecuentemente son poco efectivos para la remoción de nitrógeno (Liu *et al.*, 2005); a menos que se proporcionen tiempos de retención largos y suficiente oxigenación (USEPA, 1993). Los humedales de flujo vertical, por otra parte, se están volviendo cada día más populares (Vymazal, 2005; Molle *et al.*, 2006) y actualmente se están estudiando intensivamente principalmente en Europa (Korkusuz *et al.*, 2004), buscando optimizar sus parámetros básicos de diseño (Wallace, S., 2001). A partir del año 2000, se han venido diseñando guías de diseño específicas para que el efluente tratado pueda cumplir con requerimientos de calidad de agua residual tratada más exigentes, es decir, 95% de remoción de DBO, 90% de remoción de P y 90% de nitrificación (Brix y Arias, 2005). En general, está bien documentado que estos sistemas no sólo son muy efectivos en remover DBO y SST sino que también nitrifican incluso a tasas elevadas de carga en climas fríos (Arias *et al.*, 2005; Cooper, 2005; Prochaska *et al.*, 2007) debido a que son alimentados en forma intermitente, lo que permite rellenar de aire los poros dentro del sustrato, mejorando la transferencia de oxígeno desde la atmósfera al sistema.

En los últimos tiempos, se ha comprobado que el uso de humedales puede llegar a ser una tecnología eficiente para el tratamiento de colorantes disueltos tipo azo presentes en el agua proveniente de una industria textil (Davies *et al.*, 1994). Esta tecnología se aplicó en un humedal construido con un flujo horizontal, como reed bed de 30 m por 5 m, localizado en Melbourne, Australia, en la cual se introdujo un efluente de 10 l/min. con un tiempo de retención de 2 a 4 días, resultando un efluente con una visible reducción a partir en el primer tercio del largo del humedal.

Bulc y Ojstršek (2008), examinaron la eficiencia de tratamiento de humedales construidos (Constructed Wetlands) para las aguas residuales textiles ricas en colorantes, enfocados en la reducción del color. Primero, se realizó una serie de experimentos dinámicos en el modelo del humedal empacado con tres capas de grava, arena, y zeolita; se preparó químicamente el agua residual sintética que contiene diferentes colorantes, compuestos auxiliares y sustancias químicas, para investigar el potencial de los materiales económicos como medios de empaque para el tratamiento de aguas residuales de la industria textil.

De las pruebas realizadas en el modelo del humedal construido se obtuvieron resultados que corresponden a una reducción del color hasta del 70 % y del Carbón Orgánico Total (COT) por hasta el 45 %. Con base en estos resultados, se construyeron dos humedales a nivel piloto de flujo vertical (FV) y de flujo horizontal (FH), los cuales fueron colocados cerca de la fábrica textil que utiliza principalmente el algodón con la intención de tratar verdaderas aguas residuales de la industria de textil *in situ*. Fueron diseñados para 1 m³/día, cubriendo 80 m², empacados con la arena y la grava, y plantado con *Phragmites australis*. La eficiencia media de tratamiento de los humedales construidos para los parámetros de contaminación seleccionados fueron: El costo contra inversión fue del 84 %, DBO₅ Del 66%, COT Del 89%, N_{total} el 52%, N_{orgánico} el 87%, NH₄-N del 33%, sulfatos del 88%, sólidos suspendidos totales (SST) el 93%, y el color el 90%, respectivamente. Los resultados sin lugar a dudas demostraron que los

humedales construidos pueden ofrecer una solución óptima, eficaz y barata para cumplir con la legislación ambiental así como para cubrir las exigencias para el tratamiento de aguas residuales de la industria textil.

2.5 UTILIZACIÓN DEL PROCESO DE BIOMASA SUSPENDIDA PARA EL TRATAMIENTO DE COLORANTES TIPO AZO

El tratamiento natural de los residuos biológicos ha sido practicado por siglos. Sin embargo, el uso en ingeniería del tratamiento biológico aerobio del agua residual a gran escala sólo se ha realizado en los Estados Unidos por unas cuantas décadas. En efecto, en 1925 el 80 por ciento de todas las ciudades en Estados Unidos con una población mayor a 100,000 no contaba con ningún tipo de tratamiento (Linsley, 1972).

El proceso básico de tratamiento aerobio es el proporcionar un medio de alto contenido de oxígeno para que los organismos puedan degradar la porción orgánica de los desechos a dióxido de carbono y agua en presencia del oxígeno. Con el aumento continuo e irregular de la población, tanto en zonas rurales como suburbanas, el uso de sistemas centralizados de tratamiento no siempre ha estado disponible o no ha sido factible desde el punto de vista económico. Muchos dueños de viviendas todavía dependen del uso de tanques sépticos u otros sistemas para tratamiento en el punto de origen de los residuos domésticos.

Históricamente el tratamiento aerobio no ha sido posible a pequeña escala, haciendo que los tanques sépticos sean el mecanismo primario de tratamiento; sin embargo, avances tecnológicos recientes han llevado a que sistemas individuales de tratamiento aerobio puedan ser eficientes y económicos. Los sistemas aerobios son similares a los sistemas sépticos en cuanto a que los dos usan procesos naturales para el tratamiento del agua residual. Pero a diferencia del tratamiento séptico (anaerobio), el tratamiento natural de los procesos aerobios de tratamiento requieren oxígeno. Las unidades de tratamiento aerobio, por esto, usan un

mecanismo de inyección y circulación de aire dentro del tanque de tratamiento. Dado que los sistemas aerobios usan procesos de tasas más rápidas, estos pueden lograr una mejor calidad del efluente (USEPA, 2007).

El efluente puede ser descargado en forma subsuperficial como en los “campos de infiltración” de los tanques sépticos o, en algunos casos, descargados directamente a la superficie.

El proceso de lodos activados es una forma de tratamiento donde el agua residual y el lodo biológico o activado – formado por una población heterogénea de microorganismos –, son mezclados y aireados en un tanque o reactor, para posteriormente ser separados y recirculados dentro del sistema (USEPA, 2000).

En las unidades de lodos activados, los crecimientos de zoogreas microbianas, matrices o flóculos producidos dentro de las aguas residuales sedimentadas y retornadas sistemáticamente a ellas se mantienen aerobios y en circulación y suspensión por agitación mecánica o neumática. Los flóculos abundan en bacterias, hongos y protozoarios. Los requerimientos de oxígeno de los flóculos se suplen por absorción del aire, la que se origina en la atmósfera superior o en el aire comprimido inyectado a las aguas residuales que fluyen. La renovación de la superficie de agua por la agitación de las aguas residuales, con o sin formación de gotas pequeñas, promueve la absorción de aire en la atmósfera. Se introducen burbujas de aire a las aguas que fluyen, en forma de aire comprimido desde difusores de aire, o como aire aspirado a las aguas, mediante dispositivos hidráulicos o mecánicos. Los flóculos frescos generados espontáneamente durante el paso de las aguas residuales a través de las unidades de aireación, son suficientemente grandes en volumen o en área para que exista una transferencia considerable de las impurezas del líquido a la fase sólida (Fair *et al.*, 1971).

En la planta de tratamiento del sur de Budapest se ha venido operando bajo el sistema de lodos activados desde mediados de los 60's. A partir de los

requerimientos exigidos por las autoridades enfocadas en el tratamiento del agua, el cual exige la remoción de nitrógeno y fósforo de las aguas residuales, se implementó un proceso de biofiltros encargados de nitrificar y posdesnitrificar como tratamiento posterior al de los lodos activados. La combinación de los lodos activados con el proceso de biofiltración, resulta ser un sistema viable para la remoción de materia orgánica, nitrógeno y fósforo (Licskó *et al.*, 2004).

Los procesos de lodos activados se han utilizado para el tratamiento de una variedad de aguas residuales industriales, cuyos efluentes contienen colorantes y compuestos coloridos. Asimismo, una gran variedad de sistemas con biopelículas han sido utilizados para la decoloración.

Fonseca *et al.* (2005) determinaron la factibilidad de utilizar un reactor SBR para la mineralización del colorante azo azul disperso 79 (AD-79), en la cual se empleó un reactor SBR en secuencia anaerobia - aerobia con biomasa suspendida. El reactor fue inoculado con lodos activados de una planta de tratamiento de aguas residuales municipales, alimentado con agua sintética conformada por AD-79 (37 mg/L al inicio), nutrientes y oligoelementos; utilizando como cosustrato ácido propiónico y etanol. El reactor fue sometido a un período de aclimatación con una duración de 20 días; los tiempos de reacción fueron de 3 días (2 días anaerobio y 1 aerobio). Los resultados obtenidos fueron una eficiencia global de biotransformación del AD-79 92 % y mineralización del 48%, la tasa de degradación específica del colorante AD- 79(qx) fue de 2.5-10.8 (mg AD-79/g SST * d).

En otro estudio, Melgoza *et al.*, (2004) presentó la operación de un proceso en secuencia anaerobia/aerobia para degradar los colorantes presentes en las aguas residuales de la industria textil. El objetivo fue el de producir agua para ser reutilizada. Dos casos particulares fueron estudiados: la degradación de las aguas residuales sintéticas que contienen el colorante disperso Azul 79 (DB79) como un compuesto modelo y un efluente textil verdadero que contiene colorantes azo

reactivos. La biodegradación fue alcanzada usando un solo tanque manejado como SBR. Fue observado que el DB79 era biotransformado a aminas en la etapa anaerobia y una decoloración en las aguas residuales. Las aminas formadas posteriormente fueron mineralizadas en la fase aeróbica.

Un aumento de toxicidad fue observado en la etapa anaerobia debido a la formación de aminas, pero las aguas negras fueron desintoxicadas después del tratamiento aeróbico. La eficiencia de remoción observada del DB79 fue de alrededor del 92 % después del tratamiento. Alrededor del 96 % del color inicial verdadero de las aguas negras fue removido eficientemente. Se observó que la biomasa preaclimatada a la degradación de DB79 era más eficaz para remover el color que un inóculo nuevo (Melgoza *et al.*, 2004).

En otra investigación, la capacidad de lodos anaerobios y aeróbicos biológicos para reducir y estabilizar colorantes azo fue estudiada. El objetivo fue el de reducir el color de aguas residuales a una intensidad que cumple con el nivel máximo permisible del Sistema de Descarga de Contaminantes de Virginia (VPDES, por sus siglas en inglés). Los sistemas de tratamiento anaerobios y aerobios resultaron ser eficaces para reducir el color de las aguas residuales; sin embargo, el tratamiento anaerobio generalmente producía la mayor remoción del color. Tres series de pruebas separadas fueron realizadas utilizando la secuencia anaerobia-aerobia como sistema de tratamiento, obteniéndose un promedio de 56 ADMI en la remoción del color hasta de un 71 por ciento (Wallace, T., 2001).

El tratamiento de lodos activados convencional activado es a menudo un sistema eficaz y económico para reducir agentes contaminadores orgánicos en aguas residuales municipales. Una vasta investigación ha sido conducida evaluando la viabilidad de usar el sistema de lodos activados para tratar efluentes textiles (Zissi *et al.*, 1997; Loyd, 1992; Shaul *et al.*, 1991; Pagga y Brown, 1986). Sin embargo, el tratamiento aeróbico de desechos de colorantes ha resultado ser ineficaz en la mayoría de los casos, pero es a menudo el método típico de tratamiento utilizado

hoy en día (Eduardo, 2000 citando Yang et al., 1998). Como los microorganismos aeróbicos no pueden reducir enlaces azo, su capacidad de destruir el colorante cromogénico es menor que la de las bacterias anaerobias. Sin embargo, los lodos aeróbicos han sido usados satisfactoriamente para estabilizar este tipo de colorantes azoicos (Brown y Laboureur, 1983a).

Pagga y Brown (1983) condujeron un estudio sobre 87 colorantes comerciales. Algunos colorantes estaban en una forma técnicamente pura, mientras que otros estaban en una forma comercial. Las pruebas fueron realizadas en un reactor diseñado para simular las condiciones de una planta de tratamiento de aguas residuales de lodos activados. Las muestras fueron probadas para remoción del color y DQO después de 42 días de tratamiento. Pagga y Brown concluyeron que "como era de esperarse, de acuerdo a la función y estructuras de los colorantes, son los más improbables de biodegradar en pruebas aerobias a corto plazo". Ellos establecen que el mecanismo primario para remoción de colorantes en sistemas de lodo activados puede ocurrir por la adsorción en los bloques celulares. También concluyeron que la remoción de la DQO es posible en un ambiente aeróbico, pero no siempre tiene correlación con la decoloración.

En un estudio más reciente realizado por Brown y Laboureur (1983b), se investigó la biodegradabilidad aeróbica de anilina, o-toluidina, p-anisidina, p-phenetidina, la o-dianisidina, y 3,3'-dichlorobenzidina, fueron investigados. Estos compuestos son todas aminas aromáticas lipofílicas y son los posibles subproductos de colorantes azoicos. Como muchas estructuras aromáticas son no biodegradables en ambientes anaerobios y no son hidrófilas, estas pueden acumularse en los tejidos adiposos de los organismos. Muchos compuestos aromáticos han sido identificados como cancerígenos posibles, que hacen de su liberación al ambiente una preocupación actual. El trabajo anterior de Brown y Laboureur (1983a) indicó que los colorantes azo pueden ser descompuestos a estructuras intermedias en un ambiente reductivo, pero los compuestos aromáticos no eran fáciles de degradar por sistemas anaerobios.

Brown y Laboureur (1983b) concluyeron que la anilina, p-anisidina, p-phenetidina y la o-toludina eran fácilmente biodegradable por tratamientos aerobios, mientras la o-dianisidina y 3,3'-dichlorobenzidina eran intrínsecamente biodegradables. Ellos sugirieron que estos compuestos pueden ser estabilizados al liberarse en el ambiente o directamente de una tintorería en una planta de tratamiento de aguas negras convencional.

Shaul *et al.* (1991) condujo un estudio sobre 18 colorantes para determinar su destino en el proceso de lodos activados. De estos colorantes azoicos, 15 eran ácidos y tres eran directos. Los colorantes eran tratados en sistemas de tratamiento a escala piloto, del cual el efluente y las muestras de lodo fueron recogidas. La cromatografía de líquido de alto rendimiento (HPLC) fue usada analizar las muestras. Los cálculos de balance de masas fueron realizados para determinar la cantidad del colorante en el lodo y en el efluente. El resultado fue que once de los colorantes pasaron por el sistema de lodos activados sin obtener tratamiento alguno, cuatro fueron considerablemente absorbidos en el lodo, y tres eran al parecer biodegradados.

Loyd (1992) también realizó pruebas de dos efluentes de aguas residuales textiles por medio del tratamiento de lodos activados. El primero era un efluente textil de proceso que contenía el colorante denominado Marino Reactivo 106, y el segundo correspondía a aguas negras municipales que están constituidas predominantemente en efluentes textiles. Ambos efluentes fueron tratados en reactores de lodos activados a escala de laboratorio.

Los efluentes de reactor fueron analizados para determinar la remoción del color y COT, así como la toxicidad. Loyd concluyó que el tratamiento aerobio del agua residual con colorante azo proporcionó una biodegradación significativa con mínima decoloración, y que la biodegradación presentada no incluyó a los colorantes azo. Asimismo, presume que el retiro de compuestos orgánicos como

agentes acondicionantes para el proceso de teñido y otros aditivos del proceso ocurrió, causando así la pérdida del COT. Las pruebas de toxicidad resultaron con valores de LC_{50} que caen fuera del estándar de concentración del efluente del 100 por ciento. Sin embargo, Loyd indica que la toxicidad se redujo ligeramente después del tratamiento aeróbico (Loyd, 1992).

La mayoría de investigación anterior sugiere que la biodegradación aeróbica de la mayor parte de los colorantes azo no sea eficaz. Con excepción de algunos casos, los sistemas de lodos activados convencionales resultan inadecuados para tratar aguas residuales con colorantes tipo azo. Sin embargo, pruebas realizadas muestran que es posible la biodegradación aeróbica de compuestos intermediarios de colorantes azo y es quizás un proceso de tratamiento eficaz para estabilizar estos compuestos después de la reducción anaerobia.

CAPÍTULO 3

METODOLOGÍA

Este capítulo describe los materiales y métodos que se llevaron a cabo en esta investigación, desde los compuestos que se utilizaron para realizar las pruebas de tratabilidad, los mecanismos de diseño de los reactores, el montaje de los mismos, hasta los métodos realizados para determinar la eficiencia de los sistemas biológicos propuestos.

3.1 CARACTERÍSTICAS DE LOS COLORANTES A INVESTIGAR.

Para la realización de esta investigación, se llevó a cabo la experimentación con la mezcla de los tres colorantes azo especificados a continuación:

a) *Amarillo directo 36*

Clasificación: Monoazo

Usos: Se utiliza para el teñido de guantes de carnaza, en equipos de seguridad como delantales de plástico, en el teñido de pieles, como cinturones, zapatos etc. y en el teñido del papel.

Estructura química

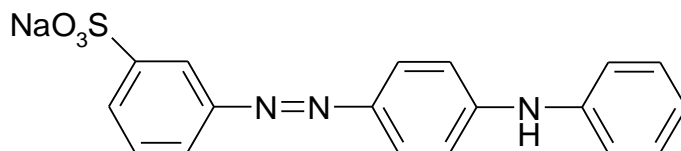


Figura 3.1 Estructura química del colorante amarillo directo 36

b) Azul negro directo

Clasificación: Diazo

Usos: Se utiliza en el teñido de algodón, mezclillas y en el teñido del papel.

Estructura química

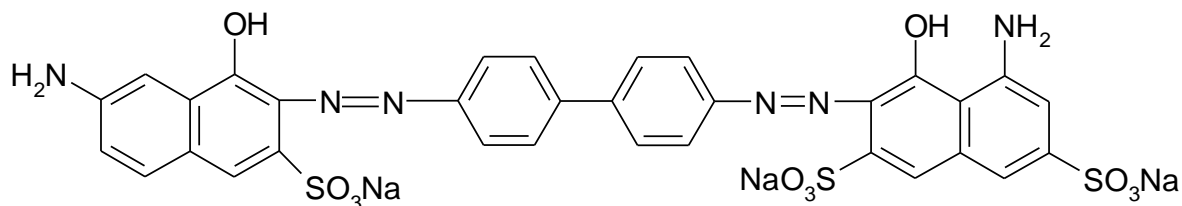


Figura 3.2 Estructura química del colorante azul negro directo

c) Negro celupel

Clasificación: Triazo

Usos: Se utiliza en el teñido de pieles y de algodón, además en tintas acuosas y en la elaboración de plásticos.

Estructura química

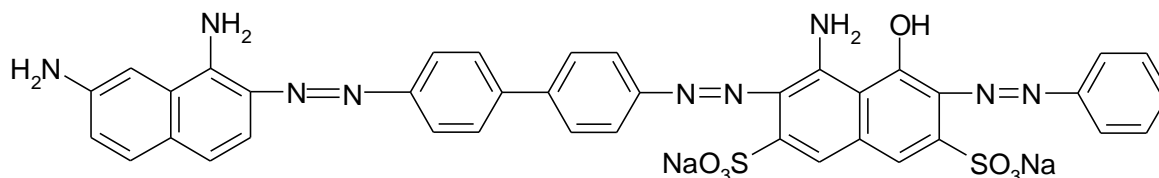


Figura 3.3 Estructura química del colorante negro celupel

LONGITUDES DE ONDA MÁXIMAS

Para estudiar la remoción del color se utilizó la absorbancia máxima de cada colorante como parámetro indicativo para determinar la eficiencia de eliminación del color. Para ello se llevó a cabo un barrido de cada colorante para determinar la longitud de onda máxima a la que se tiene respuesta de adsorción del color. En la tabla 3.1 se muestran las longitudes de ondas máximas de cada colorante.

Tabla 3.4. Longitudes de onda máxima de los colorantes

Colorantes			
Longitud de onda óptima	Amarillo directo 36	Azul negro directo	Negro directo
λ (nm)	495	575	505

En esta investigación, el objetivo a seguir es el de conocer el comportamiento de los colorantes durante las fases de tratamiento anaerobio – aerobio. Para lograrlo, fue necesario realizar la descomposición teórica de los colorantes a fin de determinar los subproductos en cada fase de tratamiento. El siguiente esquema refleja el comportamiento teórico de los tres colorantes utilizados:

a) Amarillo directo 36

ESTRUCTURA QUÍMICA

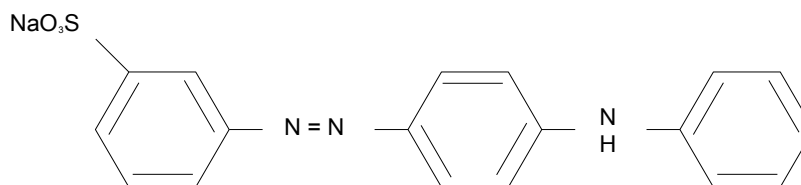


Figura 3.1 Estructura química del colorante amarillo directo 36

FASE REDUCTIVA

Durante la fase de reducción se pueden observar que al romperse el enlace monoazo, se forman dos tipos de aminas aromáticas:

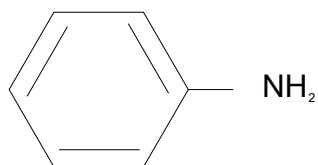


Figura 3.1.a. Anilina

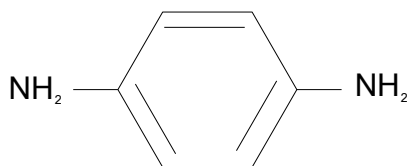


Figura 3.1.b. *p*-Aminoanilina

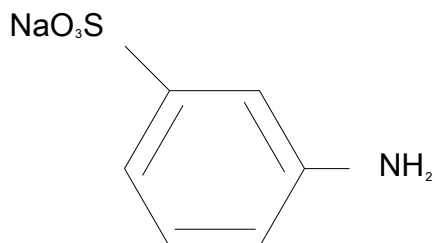
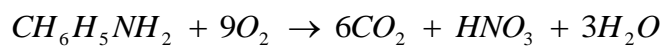


Figura 3.1.c. 3-Amino
Benzenosulfonato de Sodio.

Para el caso del proceso de oxidación de estos subproductos, se determinó su mineralización teórica, resultando lo siguiente:

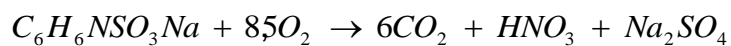
Anilina



p-Aminoanilina



1-Amino, 4-Sulfato óxido de sodio (sal sódica)



b) Azul negro directo

ESTRUCTURA QUÍMICA

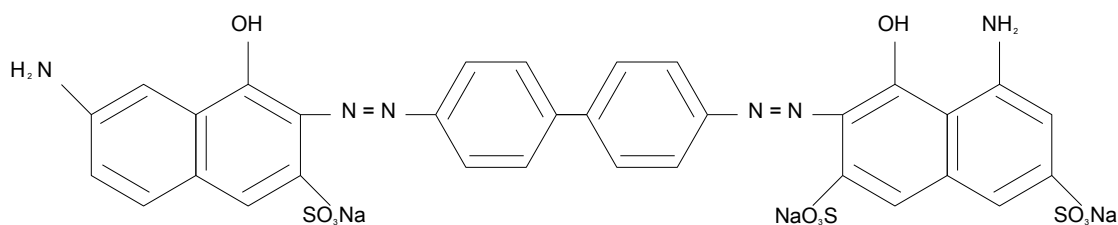


Figura 3.2 Estructura química del colorante azul negro directo

FASE REDUCTIVA

Durante la fase de reducción se pueden observar que al romperse el enlace diazo, se forman tres tipos de aminas aromáticas:

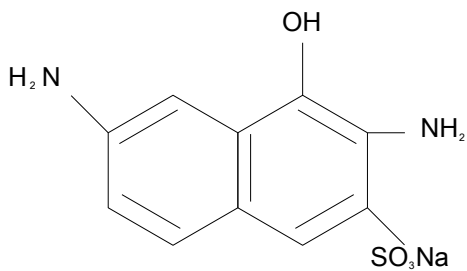


Figura 3.2.a. 3,6-Diamino, 4-Hidroxi-3-Nafta-Lensulfonato de sodio.

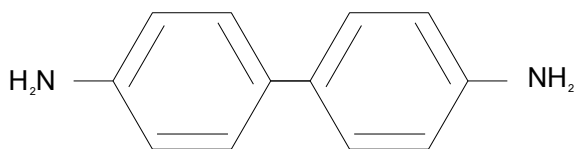


Figura 3.2.b. Bencidina

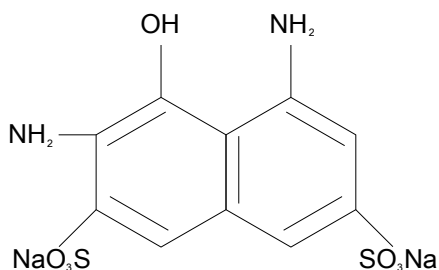


Figura 3.2.c. 1,3,5-Diamino, 4-Hidroxi-2,7-Naftalendisulfonato de sodio.

c) Negro celupel

ESTRUCTURA QUÍMICA

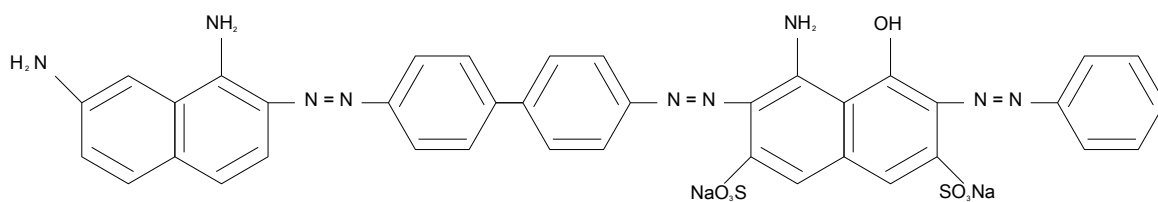


Figura 3.3 Estructura química del colorante negro celupel

FASE REDUCTIVA

Durante la fase de reducción se pueden observar que al romperse el enlace triazo, se forman tres tipos de aminas aromáticas:

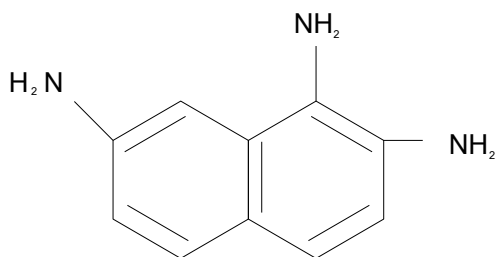


Figura 3.3.a. 1,2,7-triaminonaftaleno

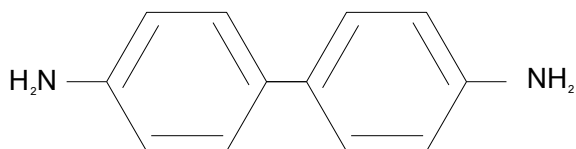


Figura 3.3.b. Bencidina

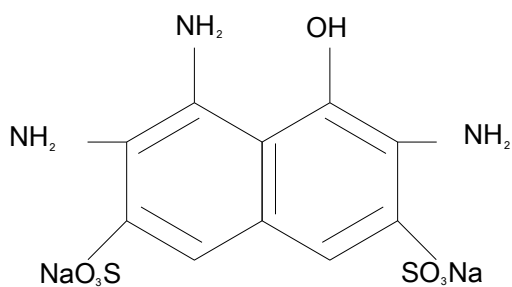


Figura 3.3.c. 3,4,6-triamino, 5-hidroxi-
2,6-naftalendisulfonato
de sodio.

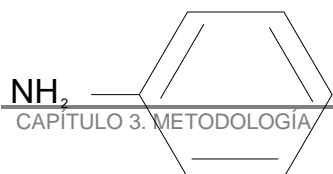


Figura 3.3.d. Anilina

3.2 COMPOSICIÓN DEL AGUA SINTÉTICA.

Para la realización del estudio, el agua utilizada fue preparada de manera sintética tomando en consideración los parámetros determinados tras realizar un análisis de muestreo en una empresa textil ubicada en la zona industrial de la ciudad de Puebla, la cual presenta las siguientes características (Tabla 4.1.a.):

Tabla 3.5. Caracterización del efluente Textil

Parámetro	Concentración	Unidades
DBO	451.16	mg/L
DBO soluble	149.30	mg/L
DQO	1,393.63	mg/L
DQO soluble	361.73	mg/L
Grasas y aceites	44.24	mg/L
SST	970.05	mg/L
SDT	2,298.00	mg/L
Color aparente	382.86	U Pt/Co
Color verdadero	77.14	U Pt/Co
Fenoles	0.04	mg/L
N-total	37.05	mg/L
N-NH ₄	26.62	mg/L
N-nitratos	1.63	mg/L
N-nitritos	0.04	mg/L
P-total	7.21	mg/L
P-orgánico	3.21	mg/L
P-orto	2.19	mg/L
P-total disuelto	2.34	mg/L
Sulfuros	20.34	mg/L
Cloruros	338.04	mg/L
Cloro residual	0.21	mg/L
Cianuros	0.014	mg/L
Arsénico	8.86×10^{-4}	mg/L
Cadmio	7.14×10^{-3}	mg/L

Parámetro	Concentración	Unidades
Cobre	0.04	mg/L
Cromo	0.00	mg/L
Níquel	8.57×10^{-3}	mg/L
Plomo	0.02	mg/L
Zinc	0.10	mg/L
Aluminio	1.20	mg/L
Fierro	1.28	mg/L
Manganeso	0.96	mg/L
Plata	0.00	mg/L
Toxicidad <i>Vibrio fischeri</i>	9.49	UT
Toxicidad <i>Vibrio fischeri</i>	22.00	CE50
pH	8.33	-
Conductividad	4023.19	$\mu\text{S/cm}$
Alcalinidad total CaCO_3	956.65	mg/L
Oxígeno disuelto	1.38	mg/L
Coliformes fecales	3.47×10^5	NMP/100 mL

Una vez caracterizada el agua residual textil, se propusieron las sustancias y su concentración para la preparación del agua sintética, los cuales se muestran en la tabla siguiente:

Tabla 3.6. Caracterización del agua preparada sintéticamente

Sustancia	Concentración	Unidades
Almidón	391.24	mg/L
Fosfato de amonio monoácido	62.25	mg/L
Colorantes (combinación)	100	mg/L

3.3 DESCRIPCIÓN DE LOS SISTEMAS EXPERIMENTALES

Se diseñaron, construyeron y operaron dos reactores a nivel laboratorio para la realización de esta investigación: un modelo compuesto de un biofiltro percolador de flujo continuo en condiciones anaerobias y un humedal en secuencia; un segundo modelo compuesto de un sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente seguido de un reactor secuencial en lote (SBR, por sus siglas en inglés), ambos operando con 2 cargas diferentes (alta y baja).

3.3.1 Biofiltro percolador anaerobio en continuo y humedal.

El modelo utilizado en esta investigación fue operado previamente para tratar aguas residuales municipales con un caudal medio por una familia a nivel doméstico como proyecto de investigación para obtener el título de Maestría en Ingeniería Ambiental en la Universidad Nacional Autónoma de México (Cervantes, 2008).

El sistema consiste en la combinación de un biofiltro percolador anaerobio sobre cama de material orgánico, y un sistema en serie de humedales construidos con flujo vertical subsuperficial utilizando una especie endémica del Estado de Morelos denominada Cuna de Moisés (*Spathiphyllum wallisii*).

En el estudio original, el agua residual tratada provenía del influente de la planta de tratamiento de aguas residuales que se encuentra ubicada dentro de las instalaciones del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) la cual, debido a la baja carga en DQO y de nutrientes en el influente de la planta, hubo la necesidad de enriquecerla con 90 g/L de azúcar, 0.5 g/L de fertilizante de fosfato de amonio monoácido, que es suministrado a la entrada del biofiltro por medio de un sistema para venoclisis, para obtener un agua residual con concentraciones típicas de aguas domésticas con las concentraciones presentadas en la tabla 3.6.

Tabla 3.7. Caracterización del influente del sistema para agua residual doméstica

Parámetro	Concentración	Unidades
DQO	843	mg/L
DBO ₅	358	mg/L
N-Total	16.8	mg/L
P-PO ₄	30.41	mg/L
SST	114	mg/L
SSV	46	mg/L

Debido a que durante la operación de este modelo de tratamiento se obtuvieron remociones del 98.8% para la DQO, del 99.3% para SST, del 74.6% para el fósforo (ortofosfatos) y el 98.5% para el N-NH₄, se considera que el sistema tuvo un buen desempeño y cumplió con los parámetros máximos permisibles que exige la NOM-003-SEMARNAT-1996, y por lo tanto, se determinó su utilización para tratar el agua sintética textil objeto de esta investigación.

3.3.1.1 Descripción del sistema del tratamiento.

Para la alimentación del sistema se cuenta con un ROTOPLAS[®] de 450 L de capacidad, de donde se suministra el agua al biofiltro percolador anaerobio por medio de una bomba peristáltica modelo 7574-80 Master Flex L/S Cole Parmer a un caudal de 208 mL/min.

El biofiltro es un reactor cilíndrico de acrílico de 1.15 m de altura y de 0.55 m de diámetro, el cual es alimentado por la parte superior por medio de un sistema de tuberías de PVC hidráulico perforadas con un diámetro de ½". El biofiltro fue empacado con madera triturada y tamizada.

El biofiltro consta de una capa de grava gruesa (retenida en la malla de 1") de 15 cm. de espesor y de una capa de grava fina (retenida en la malla de ¼") las cuales sirven de soporte para el material filtrante (madera de Tabachín triturada y tamizada). Se hizo una mezcla de 40% de material retenido en la malla de ⅜" y el 60% de material retenido en la malla de ¼" con el cual se empaco un volumen de 260 L del reactor.

El agua pasa a través del biofiltro y el efluente del mismo cae uniformemente y por gravedad a la primer celda de humedales por medio de un sistema de distribución de tuberías de PVC hidráulico perforadas de ½" de diámetro.

El biofiltro se cubrió con papel aluminio ya que por ser un reactor de acrílico transparente con la luz del sol y el agua se empezó a tener problemas de la formación de algas.

Los humedales son de flujo vertical subsuperficial y constan de dos celdas, las cuales son cajas agrícolas de plástico con medidas de 80 x 80 x 80 cm. (B x L x H), a las cuales se les dio una pendiente del 5%. Originalmente se tenía la misma configuración para las dos celdas pero se presentaron problemas de taponamiento en el material de empaque de la primer celda, formándose una capa impermeable en la superficie debido a la formación de una biopelícula impidiendo el drenado del agua a través de la arena por lo cual se optó cambiar la configuración de la primer celda por 20 cm. de tezontle retenido en la malla de 1" y 60 cm. de grava fina retenida en la malla de ¼"; la configuración de la segunda celda es de 20 cm. de tezontle retenido en la malla de 1", 40 cm. de grava fina retenida en la malla de ¼" y 20 cm. de arena. A las dos celdas se les plantaron 5 plantas de la Cuna de Moisés (*Spathiphyllum wallisii*) con una separación de 20 cm entre cada una.

El agua que sale del biofiltro cae por gravedad y se infiltra a través de la primer celda, el agua del efluente de ésta celda se recolecta por medio de una tubería perforada de PCV hidráulico de 1" de diámetro en la parte inferior de la caja, de ahí, el agua sale por una conexión a un tanque de almacenamiento de 20 L de capacidad para ser bombeado por una bomba peristáltica modelo 7574-80 Master Flex L/S Cole Parmer a un caudal de 208 mL/min, en la cual el agua es distribuida por medio de un micro aspersor; el efluente es recolectado por un mismo sistema que la primer celda y es recolectada en un tanque de almacenamiento de capacidad de 20 L. En caso de que los resultados de tratamiento sean los esperados, se determinarán las rutas de reutilización para el agua residual del efluente. Los parámetros de operación del sistema se muestran en el Anexo A.

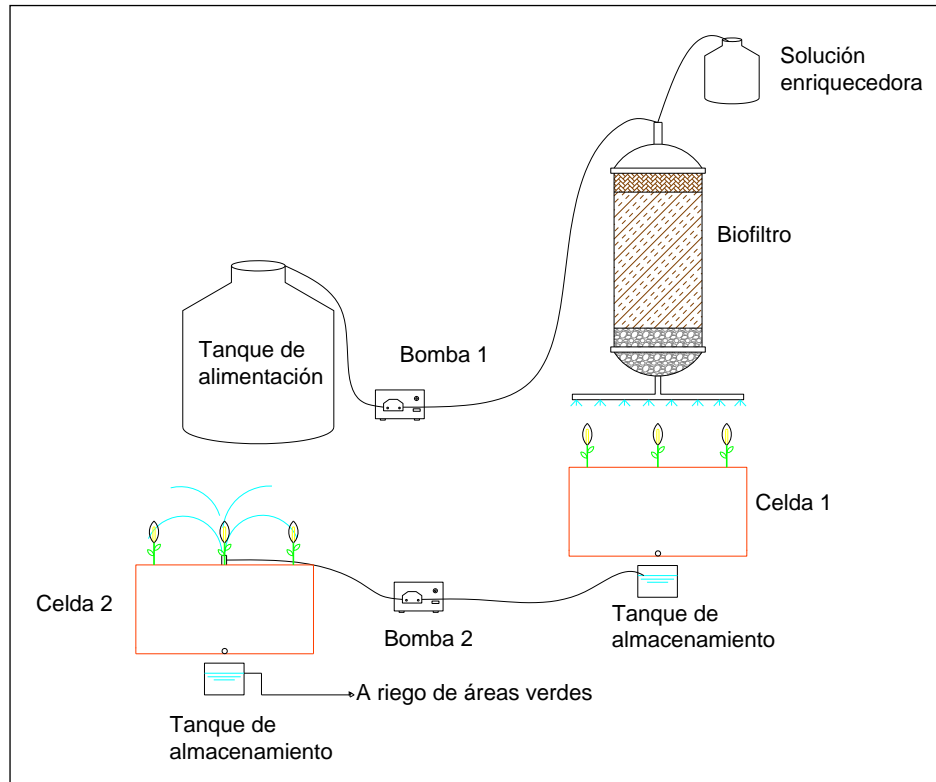


Figura 3.8. Esquema del sistema de biofiltro anaerobio percolador en continuo y humedal

3.3.1.2 Caracterización de los materiales.

Caracterización del material orgánico (Tabachín).

La madera se consiguió de las podas de los árboles de las instalaciones del IMTA, el cual se dejaba secar al sol por alrededor de 3 semanas en promedio para eliminar la humedad del los troncos, quitarle la corteza y poder ser triturado. Después de la trituración, se tamizaba el material, para lo cual se utilizaron 3 tipos de tamices con diferentes aberturas de malla las cuales fueron de $\frac{1}{2}$, $\frac{3}{8}$ y de $\frac{1}{4}$ ", al final se colocaba una charola para la recolección de material fino.

En el proceso de tamizado se acomodaron las charolas en el orden de menor a mayor, hasta abajo se colocaba la charola de recolección de material fino, después la de malla de $\frac{1}{4}$ ", seguida de la charola de malla $\frac{3}{8}$ " y hasta arriba la

de malla de $\frac{1}{2}$ "; las charolas fueron colocadas en el agitador de tamices por un tiempo de 2 min. para tener una buena separación del material.



Figura 3.9. Material retenido en las mallas de $\frac{1}{2}$, $\frac{3}{8}$ y de $\frac{1}{4}$ pulg respectivamente

El material se iba separando y colocando en cajas agrícolas de 40x70x25 cm. (B x L x H) según el tamaño de la malla. El material retenido en la malla de $\frac{1}{2}$ " se regresaba para una nueva pasada de trituración, el material de las mallas $\frac{3}{8}$ y de $\frac{1}{4}$ " se juntaba para el empaque del biofiltro y el material fino se utilizaba para la realización de composta.

Se hizo una mezcla de 40% de material de $\frac{3}{8}$ " y el 60% de material de $\frac{1}{4}$ "; el material se pone a remojar hasta obtener el 65% de humedad con el procedimiento que se describe en Garzón Zúñiga *et al.* (2001).



Figura 3.10. Material de empaque del biofiltro

Caracterización del material para el humedal.

Los materiales para la construcción de las celdas del humedal fueron proporcionados por el área de mantenimiento del IMTA.

De acuerdo con el diseño realizado para el humedal se necesita grava gruesa (20-40 mm.), debido a que comercialmente no es fácil de conseguir grava de estas características se optó por la utilización de tezontle ya que no altera las características del humedal y por su porosidad ayuda drenar el agua hacia la tubería de recolección y evita que se taponé. Se obtuvieron 0.5 m³ del tezontle que fue tamizado y retenido en la malla de 1”.

Para la obtención de la grava fina se tamizó con mallas de $\frac{3}{8}$ ” y de $\frac{1}{4}$ ”, la de $\frac{3}{8}$ ” para quitar la grava gruesa y la de $\frac{1}{4}$ ” para obtener la grava fina y una charola de recolección para el polvo y la tierra.

La arena se tamizó con la malla de $\frac{1}{14}$ ” para quitar pequeñas piedras ya que se necesitaba una arena fina de 0-2 mm. En la Fig. 5.3.3.2.1 se muestran los materiales separados por granulometría.



Figura 3.11. Material utilizado para la construcción del humedal

3.3.1.3 Descripción de la construcción del sistema.

Una vez que se obtuvo la cantidad suficiente de Tabachín para empacar al biofiltro se hizo una mezcla del material obtenido en las mallas $\frac{3}{8}$ " y de $\frac{1}{4}$ " y se llevó a la humedad óptima para una mejor compactación del material y evitar en lo que se pueda los espacios vacíos.

El biofiltro está constituido por una capa inferior con un espesor de 10 cm. de grava gruesa retenida en la malla de 1", seguida de un espesor de 5 cm. de grava fina retenida en la malla de $\frac{1}{2}$ " que sirve como soporte y retén de la capa intermedia constituida por una mezcla de madera de Tabachín triturada y tamizada, se hizo la mezcla del 40% con la madera retenida en las mallas de $\frac{3}{8}$ " y del 60% con la retenida en la de $\frac{1}{4}$ "; y finalmente, se colocó una capa de trozos de madera retenidos en la malla de $\frac{1}{2}$ " para que se distribuya el agua uniformemente sobre el material de empaque. El efluente del biofiltro se conducirá por gravedad a la primera celda del humedal.

Las celdas del humedal se llenaron con una capa de tezontle tamizado y retenido en la malla de 1" con 20 cm de espesor el cual servirá de soporte para el medio filtrante, el cual consta de una capa de grava fina tamizada y retenida en la malla de ¼" con un espesor de 40 cm.; por último se colocará una capa de arena fina (0-2 mm) donde se sembraron 5 plantas *Spathiphyllum wallisii* (cuna de Moisés) con una separación de 20 cm cada una.



Figura 3.12. Montaje del biofiltro percolador anaerobio de flujo continuo y humedales

3.3.2 Sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR.

El modelo consiste en la combinación de un biofiltro anaerobio de lecho sumergido anaerobio sobre cama de material orgánico (madera de Tabachín triturada), y un sistema SBR de biomasa suspendida, operando el sistema de manera intermitente. El sistema operó con un caudal de 200 L/día en su primera fase y con 250 L/día en la segunda fase del tratamiento.

3.3.2.1 Descripción del sistema del tratamiento.

Para la alimentación del sistema se contará con un recipiente de 400 L de capacidad, de donde se suministrará el agua al biofiltro anaerobio de lecho sumergido por medio de una bomba peristáltica.

El reactor de biomasa sumergida es un recipiente cilíndrico de fibra de vidrio de fondo cónico de 1.10 m de altura y de 0.75 m de diámetro, con una capacidad de 500 L, el cual será operado en batch, para lo cual será llenado a través de una manguera de alimentación conectada a la bomba peristáltica. El biofiltro fue empacado con madera de Tabachín triturada y tamizada.

El reactor de biomasa sumergida consta de una capa de grava gruesa (retenida en la malla de 1 pulg) de 15 cm de espesor y de una capa de grava fina (retenida en la malla de ¼ pulg) las cuales sirven de soporte para el material filtrante (madera de Tabachín triturada y tamizada). Se hizo una mezcla de 40% de material retenido en la malla de ¾ pulg y el 60% de material retenido en la malla de ¼ pulg con el cual se empacó un volumen de 260 L del reactor.

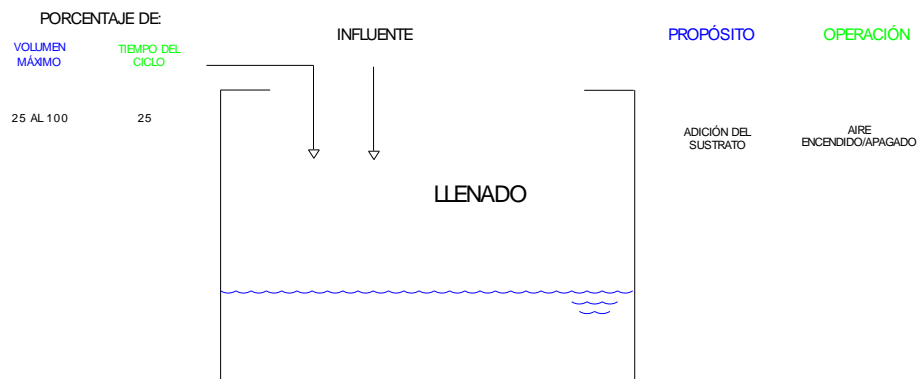


Figura 3.13. Esquema del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente - SBR

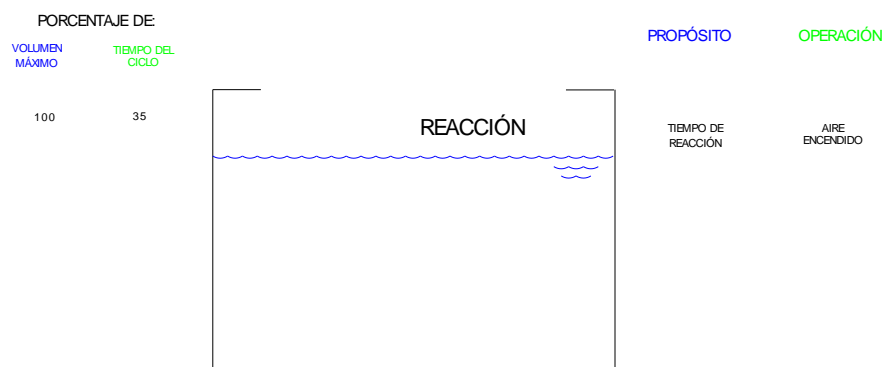
El agua permanece dentro del reactor de biomasa sumergida por un total de 22 horas, en donde una vez transcurrido ese tiempo, pasa por gravedad al reactor SBR a través de un sistema de tuberías de ½” para llevar a cabo la etapa de llenado del reactor y su posterior llenado para llevar a cabo el siguiente ciclo de reacción.

El proceso en de reactores secuenciales en lote (Sequencing Batch Reactor, SBR) utiliza un reactor de llenado/vaciado de mezcla completa durante la fase de reacción en lote (después del llenado) y donde las fases subsecuentes de aireación y clarificación ocurren en el mismo tanque. Todos los sistemas SBR tienen cuatro fases en común (Metcalf & Eddy, 2003), las cuales se llevan a cabo como sigue:

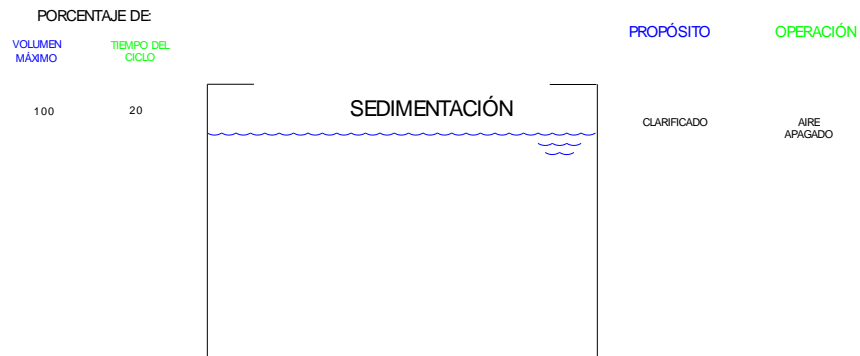
1. Llenado



2. Reacción (aireación)



3. Reposo (sedimentación/clarificación)



4. Vaciado (decantación)

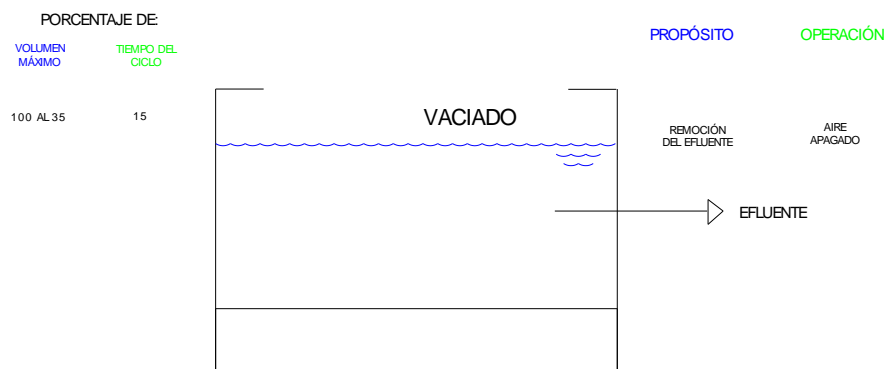


Figura 3.14. Esquema del reactor SBR.

El reactor SBR está compuesto por una celda, la cual consiste en una caja agrícola de plástico con dimensiones de 80 x 80 x 80 cm (B x L x H), la cual cuenta con difusores distribuidos en la parte inferior de la celda para suministrar el oxígeno disuelto de diseño dentro del reactor, así como un sistema de tuberías para llevar a cabo el llenado y vaciado del sistema.



Figura 3.15. Reactor SBR.

El agua del efluente del reactor SBR se bombea y descarga a la planta de tratamiento de aguas residuales ubicada en el Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA), como disposición final.

3.3.2.2 Caracterización de los materiales.

La caracterización de los materiales para el empacado del reactor de biomasa sumergida, será la misma que se utilizó en el empacado del biofiltro ya construido, tomando en consideración el mismo procedimiento de selección del material y empacado del reactor, con el objeto de tener las mismas condiciones de diseño y operación del mismo.



Figura 3.16. Capa de Tezontle para soporte del material filtrante

3.3.2.3 Descripción de la construcción del sistema.

A fin de tener las mismas condiciones de operación y comportamiento de los dos modelos, el reactor de biomasa sumergida empacado con material orgánico se hizo de la misma manera que el modelo que ya se encontraba construido (biofiltro + humedal). El reactor consta de una capa inferior con un espesor de 10 cm de grava gruesa retenida en la malla de 1 pulg, seguida de un espesor de 5 cm de grava fina retenida en la malla de ½ pulg que sirve como soporte y retén de la capa intermedia constituida por una mezcla de madera de Tabachín triturada y tamizada, se hizo la mezcla del 40% con la madera retenida en las mallas de ¾ y del 60% con la retenida en la de ¼ pulg. El efluente del proceso de biomasa sumergida se conducirá por gravedad al reactor SBR.

El sistema SBR consta de un reactor equipado con un alimentador que consta de tubería de diámetro de ½", la cual se encuentra ubicada en la parte superior de la celda, para llevar a cabo la fase de llenado del reactor; asimismo, se dispusieron difusores en la parte inferior para el suministro de aire al sistema, el cual será inyectado a través de un compresor de aire que estará funcionando durante la etapa de reacción. El efluente se bombea a una alcantarilla que se conecta con el sistema de drenaje del IMTA y llega hasta la planta de tratamiento de este instituto. El sistema estará constituido por un medio automatizado provisto de relojes controladores de los tiempos de llenado, reacción, sedimentación y vaciado para su fácil operación.



Figura 3.17. Sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido y SBR

3.3.2.4 Inoculación del sistema SBR

Para el arranque del sistema SBR se montó un sistema en secuencia anaerobio – aerobio con capacidad de 7 litros, en el cual se llevó a cabo la aclimatación del lodo para desarrollar de una población heterogénea de microorganismos. En este caso en particular los lodos utilizados en los reactores fueron tomados del tanque de aireación de la planta de Tratamiento del IMTA. Para el reactor aerobio, estos se colocaron inmediatamente después de su recolección, mientras que para el reactor anaerobio se requirió colocar el lodo obtenido en un recipiente cerrado por una semana expuesto a los rayos solares, y así propiciar las condiciones anaerobias para la formación del inóculo. Asimismo, se tomó una porción de lodos anaerobio y aerobio de reactores e lodos activados ya aclimatados, para propiciar el crecimiento acelerado de colonias de

microorganismos ya aclimatadas dentro de los nuevos reactores destinados a la remoción de los colorantes tipo azo amarillo, azul y negro.

Como se trata de un modelo en serie, anaerobio-aerobio, la alimentación de los reactores aerobios es el efluente producto del proceso anaerobio. Se utilizaron colorantes industriales amarillo, azul y negro, mezclando 0.0555 g de cada uno a los 5 litros de agua residual enriquecida, es decir, 33.33 mg/L de concentración de color.

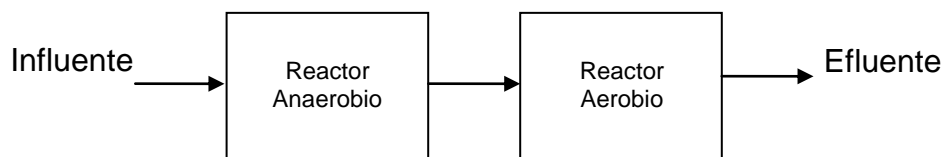


Figura 3.18 Sistema anaerobio - aerobio

Tras operar el reactor durante 6 meses, se obtuvieron remociones de color de hasta el 90%, mientras que la DQO presentó un porcentaje de remoción del 80% después de la secuencia anaerobia – aerobia.



Figura 3.19. Reactores anaerobio y aerobio

Una vez aclimatado el lodo aerobio aclimatado al color, se inoculó el reactor de lodos activados agregando 2 litros de este lodo con 10 litros de lodo activado

proveniente de la planta de tratamiento de aguas residuales del IMTA, con el objeto de propiciar condiciones de tratamiento más rápidas dentro del sistema.

3.4 SEGUIMIENTO EXPERIMENTAL DE LOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO.

Como se mencionó anteriormente, las pruebas de tratabilidad del agua sintética textil se llevaron a cabo en dos sistemas de tratamiento: un biofiltro percolador anaerobio en secuencia acoplado a un humedal y un segundo biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente acoplado a un reactor SBR.

Los dos modelos se operaron en tres etapas. La primera etapa consistió en la aclimatación de ambos sistemas de tratamiento, para lo cual el reactor se operó durante 34 días. La segunda etapa llamada “Fase 1” consistió en la operación del reactor con un caudal de 200 L/día, y la última etapa llamada “Fase 2” con un caudal de 250 L/día.

A continuación se presentan los parámetros de operación del sistema:

Tabla 3.20. Condiciones de operación de los sistemas de tratamiento.

PARÁMETRO	ETAPA 1 Aclimatación	ETAPA 2 Fase 1	ETAPA 3 Fase 2
Caudal (Q, l/día)	200	200	250
Tiempo de residencia Hidráulica (TRH, d)	24 horas	24 horas	24 horas
Concentración de colorantes (mg/L)	100	100	100
Tiempo de operación (d)	34	55	66

MÉTODOS DE ANÁLISIS

Los métodos mostrados en la Tabla 3.18. están referidos en los Métodos Estándar para el análisis de agua potable y agua residual (APHA-AWWA-WPCF, 1992).

Tabla 3.21. Métodos utilizados

PARÁMETRO	MÉTODO	EQUIPO
pH	Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 4500	Potenciómetro HACH modelo 43800-00
Temperatura	Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 2550	Medidor de CND, T y SDT HACH modelo 44600
Conductividad eléctrica	Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 2510	Medidor de CND, T y SDT HACH modelo 44600
Color	Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 2120	Espectrofotómetro HACH modelo DR/2400
DQO	Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 5220H8000 USEPA	Digestor HACH modelo 45600, Espectrofotómetro HACH modelo DR/2400
Toxicidad	MICROBICS y Norma Mexicana NMX-A-112-1995-SCFI (SECOFI, 1995) CAHB – 19 y 21, <i>Vibrio fischeri</i>	Sistema Microtox, Modelo 500
Subproductos	Compuestos Orgánicos Volátiles Método EPA 8270D-1998	Cromatografía por HPLC acoplado a gases
N-NH ₄ ⁺ , N-NO ₃ ⁻ , N-NO ₂ ⁻ y PO ₄ ³⁻	Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 4500 US EPA	Espectrofotómetro HACH modelo DR/2400

CAPÍTULO 4

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo, los resultados experimentales de cada fase de tratamientos serán discutidos. En general, los resultados experimentales corresponden con las conclusiones encontradas en la literatura relacionados con la secuencia anaerobia – aerobia para tratar colorantes tipo azo. La mayor remoción del color fue alcanzada con la biodegradación anaerobia. Asimismo, una pequeña porción del color, la DQO, toxicidad y los subproductos fueron vistos en pruebas de biodegradación aeróbicas. De las pruebas realizadas durante las dos fases de tratamiento, el sistema de biofiltro y humedales resultó ser el más eficiente en la remoción del color.

4.1 ACLIMATACIÓN DE LOS LODOS ACTIVADOS.

Para llevar a cabo el proceso de degradación de los colorantes por medio del proceso SBR fue necesario aclimatar lodos capaces de realizar esta degradación. Para esto, se montó un modelo que consiste en dos reactores en serie anaerobio-aerobio de flujo discontinuo (Batch).

El tiempo de retención de los reactores es de 24h y su monitoreo se realizó durante 110 días. Se utilizó el agua residual del tanque de homogenización de la planta de tratamiento del IMTA como alimentación del modelo, la cual fue mezclada con la combinación de los tres colorantes en una concentración de 100 mg/L.

La formación de Inóculo es el primer paso para arrancar el proceso; consiste en el desarrollo de una población heterogénea de microorganismos. En este caso en particular los lodos utilizados en los reactores fueron tomados del tanque de aireación de la planta de Tratamiento del IMTA. Para el reactor aerobio, estos se

colocaron inmediatamente después de su recolección, mientras que para el reactor anaerobio se requirió colocar el lodo obtenido en un recipiente cerrado por una semana expuesto a los rayos solares, y así propiciar las condiciones anaerobias para la formación del inóculo. Estos lodos fueron mezclados con los lodos que fueron extraídos de los reactores actualmente montados para la remoción de los colorantes azoicos amarillo, azul y negro de un experimento anterior.

Resultados de la remoción del color y la DQO en la etapa de aclimatación de los lodos.

Se realizó diariamente la medición del color de la muestra correspondiente a la alimentación (influyente), al del efluente del reactor anaerobio y al efluente del aerobio, en el espectrofotómetro Hach en la curva denominada Coctel 100.

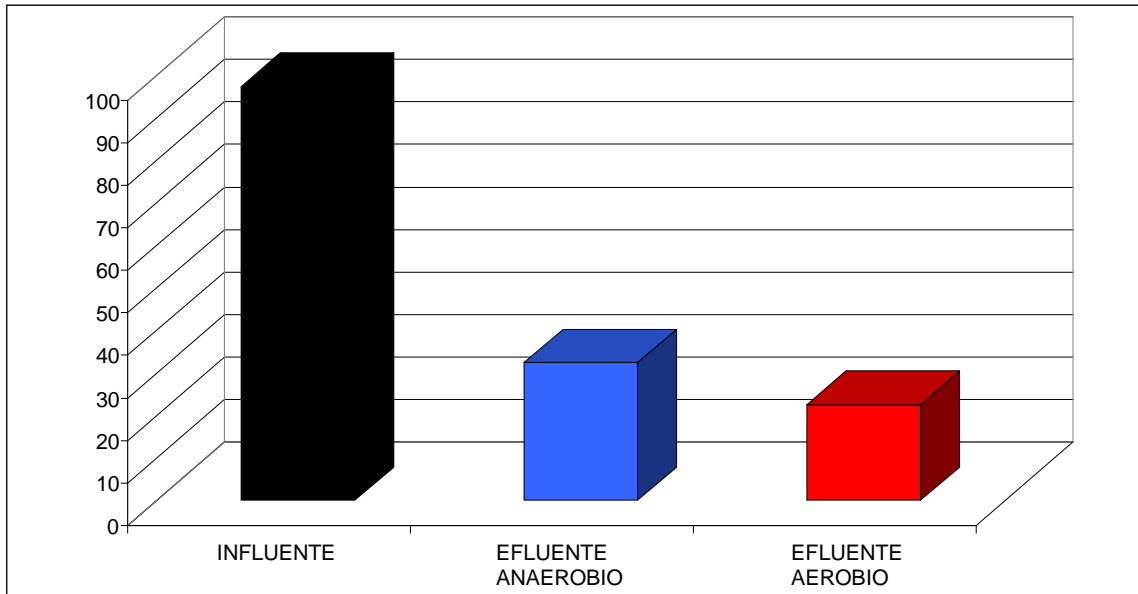


Figura 4.1. Figura de remoción del color en el sistema.



Figura 4.2. Muestras para la medición de color.

Durante los 110 días de operación del reactor se pudo observar un porcentaje de remoción del 68% en la fase anaerobia, mientras que en la fase aerobia se lograron remociones de hasta el 87% del color en el influente.

Por otro lado, en lo que respecta a la DQO, se observaron remociones del 49% en la fase anaerobia, y en la fase aerobia, se pudo reducir hasta un 80%.

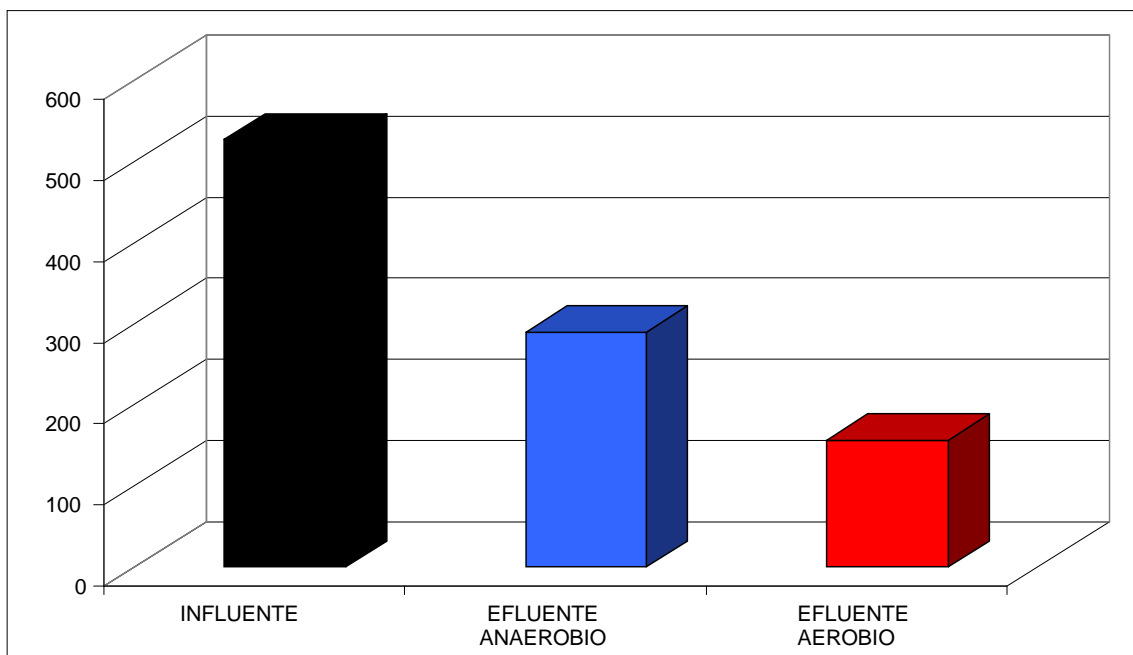


Figura 4.3. Figura de remoción de la DQO en el sistema.

Una vez aclimatado el lodo activado en el reactor, el siguiente paso consistió en la preparación de los lodos para integrarlos en el reactor de 250 L/día. Para esto, una vez más se tomaron lodos activados de la planta de tratamiento del IMTA, en proporción igual al 10% de la capacidad del reactor, y se combinaron con los lodos aclimatados a los colorantes durante los 110 días de operación.

4.2 RESULTADOS DE LA OPERACIÓN DE LOS DOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO.

Tal y como se describe en la metodología, dos diferentes sistemas de tratamiento fueron operados: el primero consiste en un biofiltro percolador anaerobio en secuencia acoplado a dos celdas de humedales (BPAS-H) y el segundo corresponde a un biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente, seguido de un SBR (BALSI-SBR). Por tratarse de un modelo a escala piloto, durante la primera fase de tratamiento, el caudal a tratar fue de 200 l/día y de 250 l/día para la Fase 2. Los sistemas fueron alimentados con agua sintética preparada con tres tipos de colorantes azoicos: amarillo directo 36, azul negro y negro celupel, los cuales fueron mezclados en partes iguales para alcanzar una concentración total de 100 mg/l, almidón comercial en una concentración de 391 mg/l y 62 mg/l de fosfato de amonio.

Ambos sistemas operaron durante un periodo de 155 días en total en tres etapas distintas de tratamiento: 34 días durante la fase de aclimatación (Etapa 1), 55 días durante la Fase 1 (Etapa 2) y 66 días durante la Fase 2 del tratamiento (Etapa 3). Los resultados presentados se tomaron a partir del día 35 de operación, una vez que los dos sistemas se encontraban estabilizados. En este capítulo, se discutirán únicamente las fases 1 y 2 de tratamiento, por lo que los resultados correspondientes a la Fase de Aclimatación pueden consultarse en el Anexo 2 de este documento. El SBR mantuvo una concentración de SSVLM entre 1000 y

1800 mg/l en ambas fases de tratamiento. La concentración de oxígeno disuelto dentro del SBR se mantuvo entre 2.0 y 2.5 mg/l.

Durante la Fase 1, se presentó una biotransformación del color de hasta 89% en el BPAS-H, y del 85% en el BALSÍ-SBR. Durante la Fase 2, se obtuvo un promedio de reducción del color del 90% en el BPAS-H y de hasta el 84% en el sistema BALSÍ-SBR (Figura 4.4). Al inicio de la segunda fase se observa que la eficiencia en el sistema BALSÍ-SBR se reduce notablemente, específicamente en el SBR, ya que al aumentar la carga orgánica, y mantenerse la cantidad del licor mezclado, el porcentaje de remoción del colorante se redujo hasta valores del 62%. En cambio, el sistema BPAS-H mantuvo su eficiencia de remoción soportando la nueva carga orgánica.

Asimismo, se realizó el análisis estadístico para comparar la eficiencia de los tratamientos respecto al color, encontrándose que existen diferencias significativas entre la eficiencia de biodegradación entre el sistema BPAS-H y el BALSÍ-SBR, tanto en la fase 1 como en la fase 2.

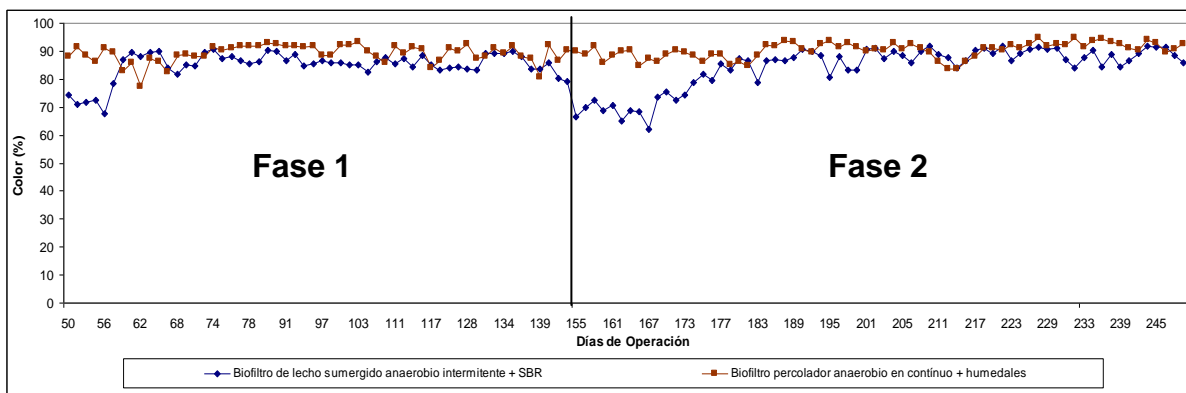


Figura 4.4. Porcentaje de reducción del color de los sistemas de tratamiento BPAS-H y BALSÍ-SBR durante las fases 1 y 2

Con respecto a la DQO, se observaron reducciones del 92% en el sistema BPAS-H y de hasta el 73% en el BALSÍ-SBR durante la Fase 1, mientras que en la segunda fase, se obtuvieron reducciones promedio del 93 y 61% respectivamente

(Figura 4.5). Nótese que la eficiencia de reducción de la DQO se ve afectada al aumentar el caudal de alimentación de 200 a 250 l/día, ya que la eficiencia baja bruscamente al aumentar la carga orgánica del sistema de tratamiento BALSISBR. En cambio, el sistema BPAS-H mantiene la reducción de la DQO de manera constante. Tras llevar a cabo el análisis estadístico para comparar la eficiencia de los tratamientos, encontrándose que existen diferencias significativas entre la eficiencia de reducción de la DQO entre el sistema BPAS-H y el BALSISBR, tanto en la fase 1 como en la fase 2.

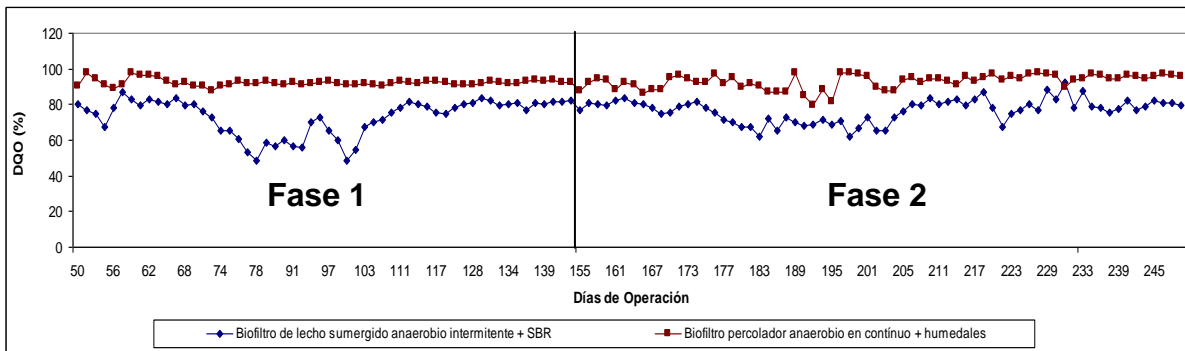


Figura 4.5. Porcentaje de reducción de la DQO de los sistemas de tratamiento BPAS-H y BALSISBR durante las fases 1 y 2

4.2.1 PARÁMETROS DE CAMPO

El comportamiento del pH durante la Fase 1 en la etapa anaerobia refleja que el biofiltro del sistema BPAS-H presenta valores promedio de 6.74, considerados relativamente neutros, mientras que en el sistema BALSISBR, se presentó un valor promedio de 5.22; aún cuando se trata de un proceso de tratamiento biológico, el pH es ácido. La disminución del pH se debe a que durante a la etapa anaerobia hay una transformación la cual produce amoníaco, y al terminar esta etapa e iniciarse la fase aerobia el ácido carbónico se descompone en nitratos y nitritos, por lo cuál el pH aumenta debido al desplazamiento del equilibrio. Durante la etapa anaerobia de la Fase 2, el comportamiento del pH es similar en ambos sistemas, observándose valores promedio de 6.77 para el BPAS-H y de 5.23 para el BALSISBR.

La temperatura se mantuvo constante, lo que representa que en ambas fases del proceso se encontró en óptimas condiciones para la operación del sistema, teniendo valores que oscilan entre los 22 y 27°C. Respecto a la conductividad en la etapa anaerobia se observaron valores promedio de 516 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para el sistema BPAS-H y de 293 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para el caso del BALSÍ-SBR en ambas fases de tratamiento. Asimismo, durante la etapa aerobia se presentaron valores de 492 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en el primer sistema y de 287 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para el segundo sistema de tratamiento. Asimismo, los Sólidos Disueltos Totales (SDT), mismos que están relacionados con la conductividad.

A continuación se presenta el resumen de los parámetros de campo que se realizaron para llevar el control y monitoreo de los sistemas de tratamiento durante las Fases 1 y 2 de tratamiento, los cuales se encuentran analizados y representados gráficamente en el Anexo 3.

Tabla 4.6. Resumen de los valores promedio correspondientes a los parámetros de campo de los dos sistemas de tratamiento durante las Fases 1 y 2.

PARÁMETRO	pH	TEMPERATURA (°C)	CONDUCTIVIDAD ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	SDT (mg/l)
Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal (BPAS-H)				
Fase 1				
Influente	6.57	25.35	582.79	283.93
Biofiltro	6.74	24.62	515.73	249.84
Humedal 1	7.14	24.41	492.63	237.57
Humedal 2	7.34	24.39	492.31	241.12
Fase 2				
Influente	6.60	25.42	522.51	246.06
Biofiltro	6.77	24.31	516.59	254.76
Humedal 1	7.15	24.49	496.31	240.34
Humedal 2	7.35	24.29	486.88	236.86
Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente y SBR (BALSÍ-SBR)				
Fase 1				
Influente	7.34	24.73	252.46	126.73
Biofiltro	5.22	24.32	293.08	142.05

PARÁMETRO	pH	TEMPERATURA (°C)	CONDUCTIVIDAD (µS/cm)	SDT (mg/l)
SBR	7.44	24.50	287.35	139.17
Fase 2				
Influyente	7.29	24.08	250.96	124.71
Biofiltro	5.23	24.38	278.73	137.40
SBR	7.37	24.59	277.72	184.61

4.2.2 TOXICIDAD.

La norma que actualmente regula las descargas de Aguas Residuales es la NOM-001-SEMARNAT-1996 que únicamente toma en cuenta parámetros convencionales, algunos metales y cianuros, por lo que en la mayoría de los casos, tanto las industrias como los municipios cumplen con lo establecido. Sin embargo cuando se analizan desde el punto de vista toxicológico, éstas detectan niveles variables de toxicidad.

Se llevaron a cabo dos pruebas de toxicidad, la primera durante la fase 1 de operación del sistema, tanto del sistema de biofiltro percolador anaerobio en continuo con humedales, como el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente con SBR.

En el sistema de BPAS-H, se encontró que la toxicidad en el influente presenta un valor de 2.081 UT, y que durante el proceso de biofiltración la toxicidad se incrementa a niveles de 49.261 Unidades, lo cual tiene un comportamiento similar al del sistema de BALSÍ-SBR durante esta fase, sin embargo, tras llevarse a cabo el tratamiento en el sistema de humedales, se observa que tanto el Humedal 1 como el Humedal 2 presentan efluentes con toxicidad no detectable, lo que supone una descomposición de subproductos (Tabla 4.7 y Figura 4.8)

Los valores de toxicidad en el influente del agua residual sintética para el sistema BALSÍ-SBR fueron de 2.384 Unidades de Toxicidad, lo que representa un valor de toxicidad relativamente bajo; en contraparte, en el efluente del sistema de biofiltro

anaerobio de lecho sumergido en intermitente se presentan Unidades de Toxicidad de hasta 114.285, siendo este valor indicativo de muy alta toxicidad y se atribuye principalmente a la formación de subproductos tras el rompimiento de los enlaces azoicos de las moléculas de colorantes en la fase anaerobia (Tabla 4.7).

Sin embargo, se pudo observar que el reactor SBR es capaz de amortiguar el elevado nivel de toxicidad que entra al sistema, y además, se observó que en el efluente del sistema, no se detecta toxicidad, por lo que se presume existe una descomposición de los productos intermediarios durante esta fase del proceso (Ver Figura 4.9).

Tabla 4.7. Niveles de toxicidad (*Vibrio Fisheri*) en la Fase 1 de los sistemas de tratamiento.

Sistema de tratamiento	CE ₅₀ (%)	UT
<i>1.- Biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal</i>		
Influente	48.040	2.081
Efluente Biofiltro	2.030	49.261
Efluente Humedal 1	Toxicidad no detectada	
Efluente Humedal 2	Toxicidad no detectada	
<i>2.- Biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR</i>		
Influente	41.941	2.384
Efluente Biomasa Susmergida	0.875	114.285
Efluente SBR	Toxicidad no detectada	

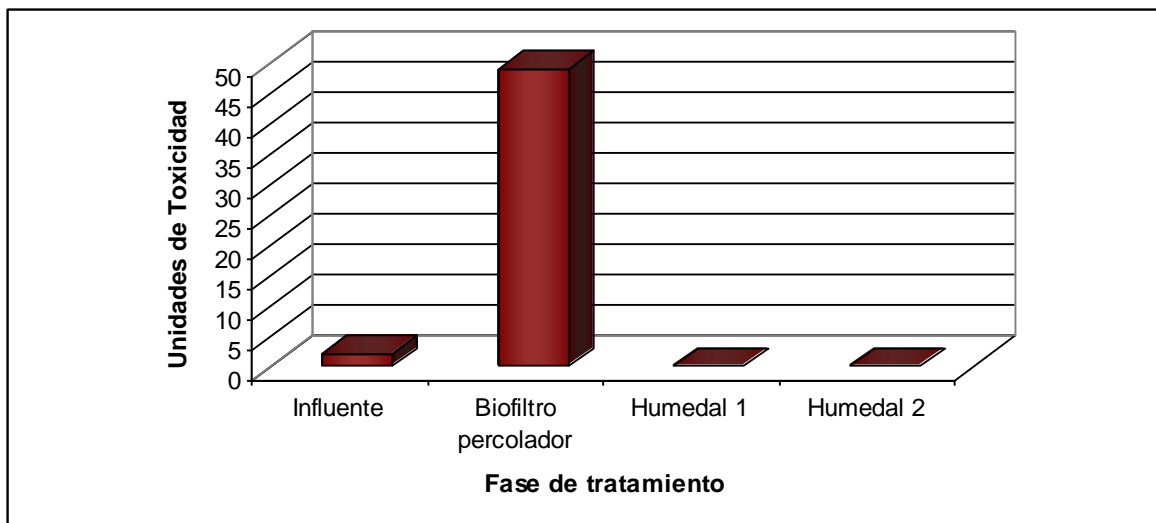


Figura 4.8. Evaluación de la toxicidad en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedales

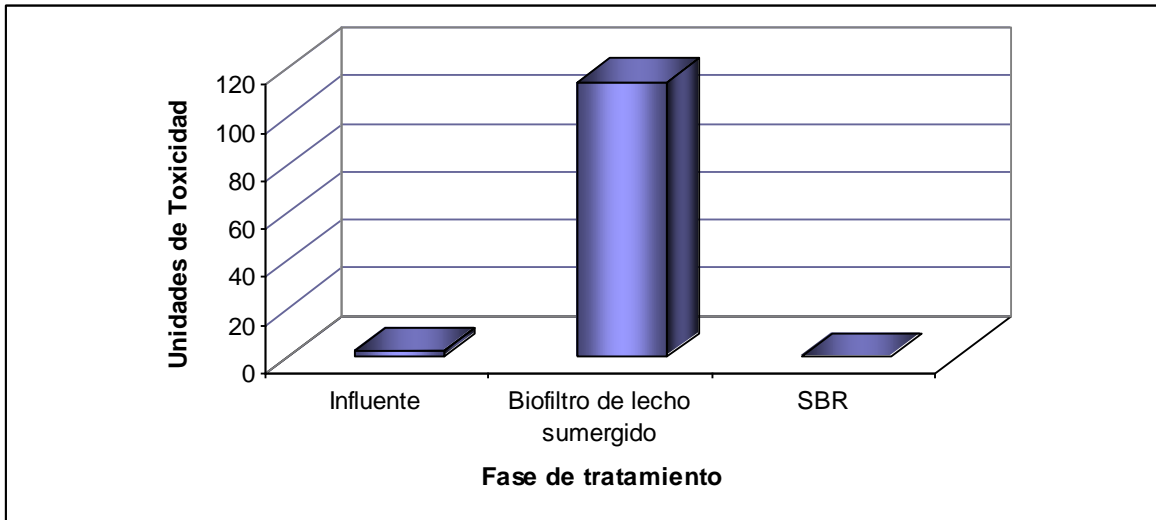


Figura 4.9. Evaluación de la toxicidad en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido – SBR

En la segunda fase del tratamiento, la cual corresponde a una operación del sistema con un caudal de alimentación de 250 L/día y 70 días de operación, en el sistema BPAS-H se encontró que la toxicidad en el influente presenta un valor de 2.988 UT, y que durante el proceso de biofiltración no se detecta toxicidad alguna, lo que supone que en esta fase de tratamiento el biofiltro se encuentra aclimatado como para ser capaz de no producir toxicidad y reducirla hasta no detectarse, lo cual no tiene un comportamiento similar al biofiltro anaerobio de lecho sumergido durante esta fase; asimismo, tras llevarse a cabo el tratamiento en los humedales, se observa que tanto el Humedal 1 como el Humedal 2 presentan efluentes con toxicidad no detectable, lo que supone una descomposición de subproductos (Tabla 4.10 y Figura 4.11).

Por otro lado, los valores de toxicidad en el influente para el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido se observaron de 2.891 Unidades de Toxicidad, lo que representa un valor de toxicidad relativamente bajo y es muy similar al de la fase 1 de operación; en contraparte, en el biofiltro anaerobio de lecho sumergido se presentan Unidades de Toxicidad de 58.004, siendo este valor altamente tóxico

y se atribuye principalmente a la formación de productos intermediarios tras el rompimiento de las moléculas de colorantes en la fase anaerobia. (Tabla 4.10)

Sin embargo, al igual que en la Fase 1 del tratamiento se pudo observar que el reactor SBR es capaz de amortiguar el elevado nivel de toxicidad que entra al sistema, y además, se observó que en el efluente del sistema, no se detecta toxicidad, por lo que se presume que existe una descomposición de los subproductos durante esta fase del proceso (Ver Figura 4.12).

Tabla 4.10. Niveles de toxicidad (*Vibrio Fisher*) en la Fase 2 de los sistemas de tratamiento.

Sistema de tratamiento	CE ₅₀ (%)	UT
<i>1.- Biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal</i>		
Influyente	33.464	2.988
Efluente Biofiltro	Toxicidad no detectada	
Efluente Humedal 1	Toxicidad no detectada	
Efluente Humedal 2	Toxicidad no detectada	
<i>2.- Biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR</i>		
Influyente	34.582	2.891
Efluente Biomasa Susmergida	1.724	58.004
Efluente SBR	Toxicidad no detectada	

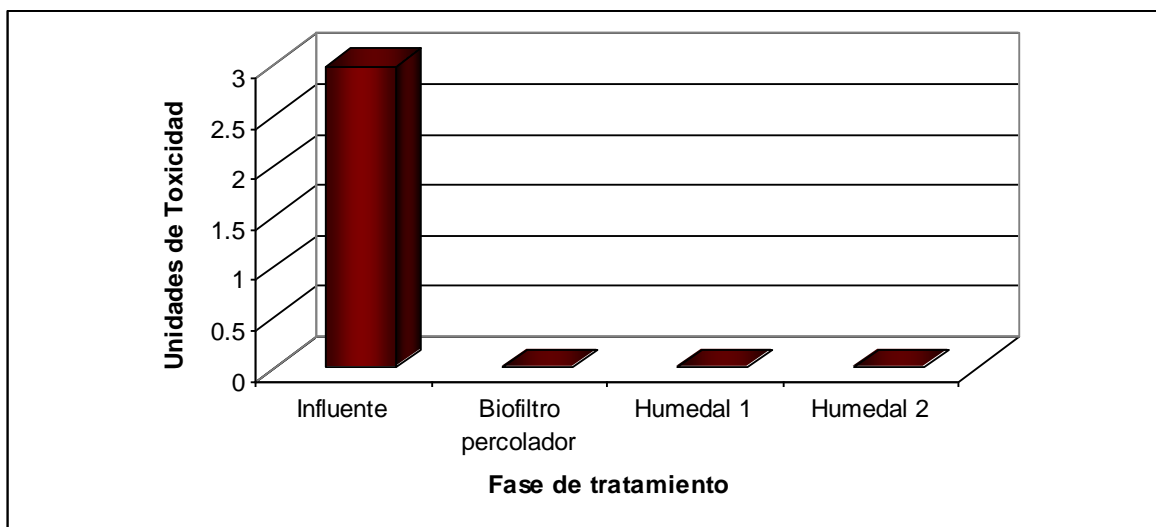


Figura 4.11. Evaluación de la toxicidad en la fase 2 en el sistema de biofiltro – humedales

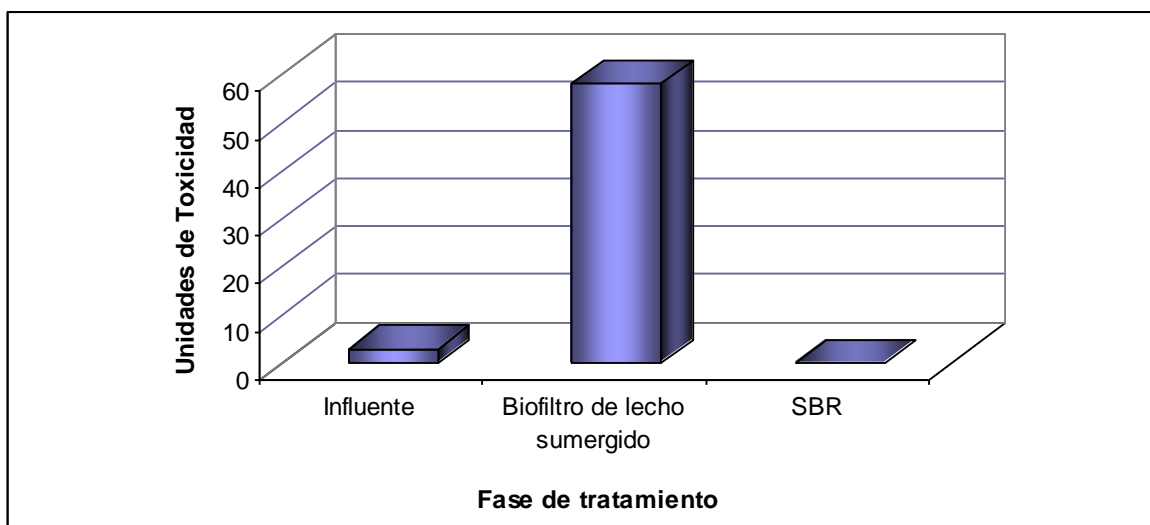


Figura 4.12. Evaluación de la toxicidad en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido – SBR

4.2.3 PRODUCTOS INTERMEDIARIOS.

Durante la última fase de operación se llevaron a cabo análisis de algunos posibles productos o intermediarios, con el objeto de conocer la cantidad y el tipo de estructuras químicas que se forman por la descomposición de los colorantes durante las fases anaerobias e influente de los dos sistemas de tratamiento, obteniendo los resultados siguientes:

Relacionado con el efluente del biofiltro percolador de lecho sumergido en intermitente, se detectó como intermediario la anilina en una concentración de 0.24 microgramos por litro, no detectándose los compuestos difenilamina, 1-naftilamina y 2 naftilamina.

Con respecto al efluente del biofiltro del sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedales, se detectó anilina en concentraciones de 0.26 microgramos por litro, no detectándose los compuestos difenilamina, 1-naftilamina y 2 naftilamina.

En lo que se refiere al efluente del proceso SBR, es decir, el efluente final del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente - SBR, se detectó anilina en concentraciones de 63.27 microgramos por litro, por lo que se puede observar la descomposición de esta sustancia a través del rompimiento del anillo aromático. Asimismo se detecta el compuesto difenilamina en una concentración de 65.81 microgramos por litro. No se detectan los compuestos 1-naftilamina y 2-naftilamina.

Asimismo, respecto al efluente del proceso de humedales, la concentración de anilina resultó ser de 3.71 microgramos por litro, menor concentración que en el proceso SBR. Relacionado con el compuesto difenilamina, se detectó en una concentración de 0.12 microgramos por litro, observándose tener menor concentración que el efluente del SBR. No se detectan los compuestos 1-naftilamina y 2-naftilamina.

4.2.4 COMPARACIÓN ENTRE TRATAMIENTOS.

Se realizó el análisis estadístico para comparar las eficiencias de tratamiento del sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedales con el de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR. Se concluye lo siguiente: con respecto a la eficiencia de remoción del color y la DQO, se observa que durante ambas fases del tratamiento existe diferencia significativa entre los dos sistemas de tratamiento (Ver Anexo 5) de análisis de varianza al 95% de confianza.

4.3. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

El objetivo de esta investigación se centra en determinar si un sistema de tratamiento biológico es capaz de transformar los colorantes azoicos en productos más simples, sin que estos representen un perjuicio a la naturaleza. Se probaron dos diferentes sistemas de tratamiento en secuencia anaerobia – aerobia, el

primero consistente en un biofiltro percolador acoplado a humedales y un segundo tratamiento compuesto por un biofiltro de lecho sumergido seguido por un SBR. Como se mencionó anteriormente, esta investigación se basa en la reducción del color, sin embargo, la reducción de la DQO y toxicidad también se midieron como parámetros de operación de carácter primordial.

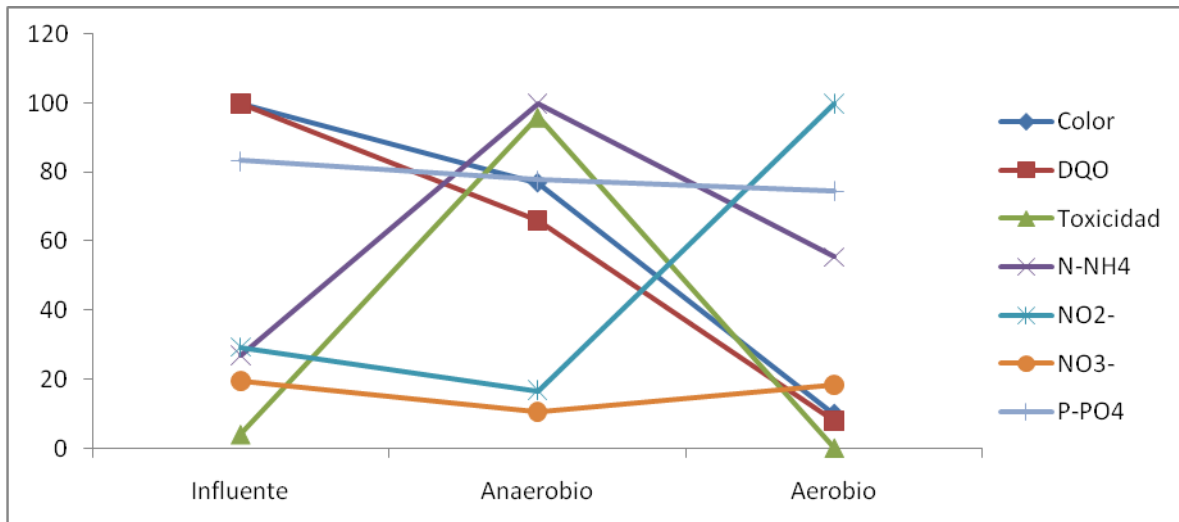


Figura 4.14 Comportamiento de los parámetros más importantes en las fases anaerobia y aerobia.

En la figura 4.14 se ilustra las etapas anaerobia y aerobia de los sistemas de tratamiento BPAS-H y BALSÍ-SBR, con respecto al comportamiento del pH, color, toxicidad, DQO, formas de nitrógeno y fósforo. A continuación, se describe el comportamiento de dichos parámetros en cada fase del tratamiento.

4.3.1 Tratamiento por medio de biofiltración anaerobia.

Durante el tratamiento anaerobio se esperaba que las moléculas de color fueran transformadas a través del rompimiento de los enlaces azoicos, y por consecuencia, la formación de aminas aromáticas y la reducción del color (Cruz *et al.*, 2001; Guerrero *et al.*, 1999; Mezohegyi *et al.*, 2007; Tan, 2001). Al respecto, como se puede observar, se presenta una biotransformación del colorante en ambos sistemas, basados en el hecho de que en los efluentes del biofiltro de los

sistemas BPAS-H y BALSISBR, se detectan compuestos aromáticos, sobre todo del compuesto anilina, en concentraciones de alrededor de 0.26 microgramos, lo que representa un rompimiento de los enlaces de nitrógeno de los colorantes azoicos.

Asimismo, la toxicidad en el efluente de esta etapa anaerobia aumenta significativamente, lo que supone la formación de los subproductos a consecuencia del rompimiento de las moléculas de los colorantes azoicos. Otro parámetro que nos indica el rompimiento de estos enlaces de nitrógeno es el aumento del nitrógeno amoniacal, el cual pasa de 1.5 mg/l de este compuesto en el influente a valores de hasta 5.0 mg/l después de la fase anaerobia. Por otra parte, las mediciones de color indican una biodegradación de hasta el 77% para el sistema BPAS-H y del 76% para el BALSISBR en la primera fase, y del 75 y 71%, respectivamente en la segunda fase con respecto al influente. Una parte de la biotransformación del color posiblemente se debe a la adsorción de la biopelícula formada por los microorganismos alojados en material de empaque del biofiltro, otra parte a la adsorción del mismo material y una última a la transformación de los colorantes a través de la metabolización producto los microorganismos presentes en el sistema.

Por otro lado, la DQO presentó reducciones del 66% para el sistema BPAS-H y del 42% para el BALSISBR durante la primera fase del tratamiento (200 l/día) y del 54 y 35%, respectivamente, en la Fase 2 (250 l/s) con respecto a la DQO del influente. Esto último coincide con los resultados obtenidos por Moeller *et al.* (2003), en donde se obtuvo el mayor porcentaje de remoción de color y de DQO, a través de un biofiltro empacado con material orgánico para llevar a cabo la decoloración de los compuestos azoicos.

4.3.2 Tratamiento con humedales.

En los últimos tiempos, se ha comprobado que el uso de humedales puede llegar a ser una tecnología eficiente para el tratamiento de colorantes disueltos tipo azo presentes en el agua proveniente de una industria textil (Davies *et al.*, 1994). En esta investigación, se utilizaron dos celdas de humedales para llevar a cabo la decoloración de los compuestos tipo azo como tratamiento posterior a un sistema de biofiltración anaerobia. Los resultados de la decoloración fueron los siguientes: las mediciones de color indican una biodegradación de hasta el 19% para la celda 1 y del 35% para la celda 2 en la Fase 1, y del 32 y 39%, respectivamente en la Fase 2 con respecto al efluente del biofiltro, llegando a una reducción del color con respecto al influente de hasta el 90% en ambas fases de tratamiento.

Al respecto, Bulc y Ojstršek (2008), examinaron la eficiencia de tratamiento de humedales construidos para las aguas residuales textiles ricas en colorantes, enfocados en la reducción del color. La eficiencia media de tratamiento de los humedales construidos para el color fue del 90%, lo que representa que se obtuvieron resultados muy similares a los presentados en esta investigación, pudiendo ser los mecanismos de reducción del color los mismos que en el biofiltro, es decir, que una parte se haya adsorbido en el material de empaque, otra parte se haya mineralizado por medio de la función metabólica de los microorganismos alojados en las raíces de la plantas y en el mismo material, o bien, se haya adsorbido en la misma biopelícula que cubre este último.

Con respecto a la DQO se observaron reducciones del 52% en la celda 1 y del 49% para la celda 2 durante la primera fase del tratamiento (200 l/día) y del 43 y 62%, respectivamente, en la Fase 2 (250 l/s) con respecto a la DQO del influente. Asimismo, se presentó una reducción del nitrógeno amoniacal ($N-NH_4$) de 5.0 mg/l aproximadamente en la fase anaerobia a 2.50 mg/l aproximadamente, lo que significa una reducción de este compuesto del 50% con respecto al efluente del

biofiltro, resultado que no coincide con lo observado por Bulc y Ojstršek (2008), quienes obtuvieron una reducción del 331% del N-NH₄.

Además, se notó la presencia de NO₃⁻ y NO₂⁻ debido a la transformación del N-NH₄ en la fase aerobia de ambos humedales, tomando como aceptor final de electrones al oxígeno producido por la fotosíntesis de la “Cuna de Moisés” y a las bacterias alojadas en la biopelícula del material de empaque de los humedales. Por otro lado, se detectaron los productos intermediarios anilina y difenilamina, lo que se presume una descomposición posterior al proceso anaerobio. Sin embargo, se presume existe una reducción significativa de estos productos debido a que la toxicidad en el efluente, tanto de las celdas 1 y 2 compuestas por humedales, no se detecta toxicidad, aún cuando en el efluente del biofiltro la toxicidad resultó ser alta.

4.3.3 Tratamiento aerobio con SBR.

Un sistema SBR fue operado después de un proceso de biofiltración anaerobia para completar la secuencia anaerobia - aerobia del tratamiento. Los resultados observados con respecto al color reflejaron una reducción del 28% en el efluente del SBR con respecto al efluente de la etapa anaerobia durante la Fase 1 del tratamiento, mientras que en la Fase 2 se presentó una reducción del color de hasta el 41%, dando una reducción total de la secuencia anaerobia – aerobia del 84% en las fases 1 y 2. Estos resultados quedan por debajo de lo obtenido por Fonseca *et al.* (2005), en donde se obtuvieron resultados con eficiencia global de biotransformación del AD-79 del 92% y una mineralización del 48%. Wallace, T. (2001) obtuvo un promedio en la remoción del color hasta de un 71%. La biodegradación del color en esta etapa del tratamiento se presume se debe a tres diferentes mecanismos: la adsorción del colorante en los flóculos del licor mezclado, la oxidación producida por el oxígeno inyectado en el reactor SBR por medio de aire y a la actividad de los microorganismos, quienes toman los

componentes de los productos disueltos en el agua como sustrato para llevar a cabo sus funciones metabólicas, y así, biotransformar los colorantes azoicos.

En otro estudio, Melgoza *et al.*, (2004) presentó la operación de un proceso en secuencia anaerobia/aerobia para degradar las aguas residuales sintéticas que contienen el colorante disperso Azul 79 (DB79). La biodegradación fue alcanzada usando un solo tanque manejado como SBR. Fue observado que el DB79 era biotransformado a aminas en la etapa anaerobia y una decoloración en las aguas residuales. Las aminas formadas posteriormente fueron mineralizadas en la fase aeróbica.

En un estudio realizado por Brown y Laboureur (1983b), se investigó la biodegradabilidad aeróbica de aminas aromáticas lipofílicas, las cuales son los posibles subproductos de colorantes azoicos. Como muchas estructuras aromáticas son no biodegradables en ambientes anaerobios. En la fase aerobia se detectaron detectó anilina en concentraciones de 63.27 microgramos por litro, por lo que se puede observar la descomposición de esta sustancia a través del rompimiento del anillo aromático. Asimismo se detecta el compuesto difenilamina en una concentración de 65.81 microgramos por litro. No se detectan los compuestos 1-naftilamina y 2-naftilamina, estos últimos se presume fueron mineralizados. Melgoza *et al.*, (2004) observó que el DB79 era biotransformado a aminas en la etapa anaerobia y una decoloración en las aguas residuales. Las aminas formadas posteriormente fueron mineralizadas en la fase aeróbica.

Asimismo, observó un aumento de toxicidad en la etapa anaerobia debido a la formación de aminas, pero las aguas negras fueron desintoxicadas después del tratamiento aeróbico. Al igual que en esta última investigación, se observó un aumento de la toxicidad durante la etapa anaerobia (biofiltro) con respecto al influente, sin embargo, durante la fase anaerobia la toxicidad baja significativamente hasta encontrarse resultados de toxicidad no detectables tras llevarse a cabo el tratamiento anaerobio en el proceso SBR. Además, en las

investigaciones realizadas por Loyd (1992), indican que la toxicidad se redujo ligeramente después del tratamiento aeróbico.

Pagga y Brown (1983) concluyeron que la remoción de la DQO es posible en un ambiente aeróbico, pero no siempre tiene correlación con la decoloración. En este caso, el comportamiento de este parámetro se redujo en el efluente del SBR hasta en un 54% en la fase 1 (200 l/día) con respecto al efluente del biofiltro anaerobio, y del 45% en la segunda fase (250 l/día). Al respecto, se observó una reducción de hasta 73 y 61% del total de la DQO con respecto al influente.

Asimismo, se presentó una reducción del nitrógeno amoniacal (N-NH_4) de 3.0 mg/l aproximadamente en la fase anaerobia a 2.48 mg/l aproximadamente, lo que significa una reducción de este compuesto de apenas el 17% con respecto al efluente del biofiltro, resultado que no coincide con lo observado por Bulc y Ojstršek (2008), quienes obtuvieron una reducción del 331% del N-NH_4 . Además, se notó la presencia de NO_3^- y NO_2^- debido a la transformación del N-NH_4 en la fase aerobia, tomando como aceptor final de electrones al oxígeno inyectado en el reactor SBR, y debido también a la actividad metabólica realizada por los microorganismos presentes en licor mezclado.

CAPÍTULO 5

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En esta investigación dos diferentes sistemas de tratamiento fueron operados: el primero consiste en un biofiltro percolador anaerobio en secuencia acoplado a dos celdas de humedales (BPAS-H) y el segundo corresponde a un biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente, seguido de un SBR (BALSI-SBR). El caudal a tratar fue de 200 l/día para la Fase 1 y de 250 l/día para la Fase 2. Los sistemas fueron alimentados con agua sintética preparada con tres tipos de colorantes azoicos: amarillo directo 36, azul negro y negro celupel, los cuales fueron mezclados en partes iguales para alcanzar una concentración total de 100 mg/l, almidón comercial en una concentración de 391 mg/l y 62 mg/l de fosfato de amonio.

5.1 CONCLUSIONES

Las conclusiones de esta investigación sugieren que un sistema acoplado en secuencia anaerobio - aerobio es un método eficaz para tratar biológicamente efluentes con colorantes azoicos. Además, estas conclusiones resultan similares con estudios encontrados en la literatura referenciados en este documento. Las conclusiones a las que se llegó tras la realización de este estudio fueron las siguientes:

- La fase de aclimatación del biofiltro de los sistemas BPAS-H y BALSI-SBR se llevó a cabo de manera lenta, ya que el proceso de lavado de material y formación de la biopelícula en el material soporte duró aproximadamente 50 días.
- El biofiltro anaerobio de ambos sistemas de tratamiento produjo la mayor reducción de la concentración del color, sin embargo, produce un alto nivel de toxicidad en su efluente debido a la formación de productos intermediarios durante esta etapa del tratamiento.

- La etapa aerobia de ambos tratamientos resultó ser más eficiente en la reducción de la DQO, mientras que la toxicidad se reduce al mínimo, al grado de no detectarse toxicidad en los efluentes de los sistemas BPAS-H y BALSISBR, la primera y segunda fase del tratamiento.
- En lo que respecta a la reducción del color, el BPAS-H resultó ser más eficiente con una eficiencia de remoción de hasta el 90%, mientras que el sistema BALSISBR presentó una eficiencia de remoción del color de tan sólo el 85%, tanto en la fase 1 como en la fase 2 del tratamiento.
- Asimismo, se comprobó que el biofiltro – humedal resultó ser más eficiente para reducir DQO que el sistema de biofiltro – SBR, con eficiencias de reducción de 92 y 73%, respectivamente en la Fase 1 (200 l/día), y de 93 y 61% durante la fase 2 (250 l/día).
- Tras realizar el análisis estadístico de los resultados obtenidos en esta investigación se constató que existe una diferencia significativa entre las fases 1 y 2 de tratamiento tanto del BPAS-H y BALSISBR en cuanto a reducción de color y DQO se refiere.
- En el caso de los productos intermediarios el efluente del proceso de biofiltración anaerobia en ambos sistemas, se observó que existe un rompimiento de las moléculas del color durante esta fase, esto como resultado del aumento de la toxicidad en esta fase, así como el aumento en la cantidad de nitrógeno amoniacal producido, esto debido a que durante el rompimiento de los enlaces de nitrógeno, se forma este compuesto.
- Con respecto al proceso SBR, se encontró que al aumentar la cantidad de productos intermediarios, el rompimiento de las moléculas se sigue presentando en esta fase dada la naturaleza oxidativa del proceso. Por otro lado, en lo que se refiere a la fase de humedales, se presenta una reducción

de estos subproductos, presumiendo una mineralización de los mismos en esta etapa de tratamiento.

- Dado lo anterior, se concluye que la secuencia anaerobia aerobia es recomendable para el tratamiento de los compuestos azoicos, y por otro lado, el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedal resulta ser más eficiente en cuanto a reducción de color, DQO y toxicidad que el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente – SBR.

5.2 RECOMENDACIONES

- Se recomienda utilizar el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedal por ser un sistema más eficiente que el de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente – SBR.
- Para la operación de ambos sistemas se recomiendan concentraciones de color moderadas, que oscilan entre los 50 y 150 mg/l, para mayor eficiencia del sistema.
- Para la aplicación de ambos sistemas en industrias de síntesis de azocolorantes, es recomendable mantener una porción de materia orgánica y que el influente mantenga un pH neutro para poder llevar a cabo el tratamiento biológico, ya que los microorganismos son los encargados de llevar a cabo la reedición de los contaminantes.
- Para reducir el color al máximo (valores de hasta 95 – 99%) y poder reutilizar el agua del efluente en los procesos textiles, se recomienda complementar el tratamiento con un sistema fisicoquímico.

ANEXO 1

DISEÑO Y PARÁMETROS DE OPERACIÓN DE LOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO

1. Parámetros de operación del biofiltro anaerobio percolador en continuo

El biofiltro opera con los parámetros de diseño presentados a continuación:

Volumen del reactor:

$$V_R = \pi \cdot r^2 \cdot h = 261 \text{ L}$$

De acuerdo a las pruebas de vaciado realizadas se obtuvo el volumen efectivo del reactor:

Volumen efectivo del reactor:

$$V_B = \pi \cdot r^2 \cdot h = 121.7 \text{ L}$$

Área Superficial

$$A_s = 7.69 \text{ m}^2$$

Caudal suministrado en la primera fase:

$$Q = 200 \text{ L/día} = 0.20 \text{ m}^3/\text{día}$$

Caudal suministrado en la segunda fase:

$$Q = 250 \text{ L/día} = 0.25 \text{ m}^3/\text{día}$$

Demanda Bioquímica de Oxígeno soluble del influente al biofiltro:

$$DBO_i = 320 \text{ mg/L} = 0.320 \text{ kg/m}^3$$

Demanda Química de Oxígeno soluble del influente al biofiltro:

$$DQO_i = 645 \text{ mg/L} = 0.645 \text{ kg/m}^3$$

Tiempo de residencia hidráulica:

$$TRH = \frac{121.7 \text{ L}}{Q = 250 \text{ L/día}} = 0.41 \text{ días} \times 24 \text{ h} = 9.7 \text{ h}$$

Carga hidráulica:

$$CH = \frac{0.25 \text{ m}^3/\text{día}}{0.24 \text{ m}^2} = 1.04 \text{ m}^3/[\text{m}^2 \cdot \text{día}]$$

Cargas orgánicas volumétricas:

$$\text{COV} = 1.04 \text{ m}^3 / [\text{m}^2 \cdot \text{día}] \times 0.320 \text{ kg DBO}_5 / \text{m}^3 = 0.33 \text{ kg DBO}_5 / [\text{m}^2 \cdot \text{día}]$$

$$\text{COV} = 1.04 \text{ m}^3 / [\text{m}^2 \cdot \text{día}] \times 0.645 \text{ kg DQO} / \text{m}^3 = 0.67 \text{ kg DQO} / [\text{m}^2 \cdot \text{día}]$$

2. Parámetros de operación del humedal

Existen diferentes enfoques para el diseño de humedales construidos, Reed *et al.* (1995) y Kadlec y Knight (1996) consideran a los humedales como un reactor de crecimiento biológico, por lo que utilizan el modelo cinético de primer orden de flujo en pistón como la base del desarrollo de sus ecuaciones. La remoción de la DBO soluble es debido al crecimiento microbiano pegado en las raíces de las plantas, a los vapores, al desperdicio de hojas y a los sustratos. Reed *et al.* (1995) y Kadlec y Knight (1996) admiten que la remoción de la DBO₅ puede ser descrita por la cinética de primer orden de flujo en pistón, lo que simplemente dice es que la velocidad de remoción de un contaminante en particular es directamente proporcional a la concentración remanente en cualquier punto dentro de la celda del humedal por lo que se pueden aplicar dos teorías de mezclado idealizado:

- La del reactor completamente mezclado en el cual la concentración del efluente es la misma en cualquier punto del reactor.
- La de flujo en pistón, en la cual la concentración del reactante decrece a lo largo del camino del flujo a través del reactor.

Kadlec y Knight (1996) presumen un decaimiento de primer orden, un modelo de flujo en pistón para todos los contaminantes incluyendo la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), Sólidos suspendidos totales (SST), fósforo total (P_T), nitrógeno total (N_T), nitrógeno orgánico (N_{org}), nitrógeno amoniacal (N-NH₄), óxidos de nitrógeno (N-NO_x) y coliformes fecales (CF), este modelo es menos sensible a los cambios de temperatura por lo que se optó utilizarlo para el diseño del sistema.

La configuración del humedal debe permitir una distribución del agua residual que maximice su contacto con el sustrato y la vegetación para minimizar el corto circuito. Se debe de considerar el grado de pretratamiento para el requerimiento del área.

El humedal operará con dos celdas en serie para que el agua se mueva secuencialmente formando una cadena lo cual permite minimizar el corto circuito permitiendo un mejor tratamiento en el sistema.

DATOS DE PROYECTO

DBO _{5 inf} =	150	mg/L	=	0.15	kg/m ³	
DBO _{5 efl} =	20	mg/L				
Q=	300	L/día		0.3	m ³ /día =	208.33 mL/min
NT inf=	20	mg/L				
NT efl=	15	mg/L				
PT inf=	15	mg/L				
PT efl=	5	mg/L				
CF inf=	3.79E+07					
CF efl=	1.00E+03					
Constantes C*:						
DBO=	11.45	mg/L				
CF=	10	mg/L				
NT=	1.5	mg/L				
PT=	0.02	mg/L				
k ₂₀ =	180	m/año				

KADLEK FLUJO SUBTERRÁNEO

ÁREA PARA DBO₅

$$Ah = 1.23 \text{ m}^2$$

ÁREA PARA CF

$$Ah = 12.15 \text{ m}^2$$

ÁREA PARA NT

$$Ah = 1.17 \text{ m}^2$$

ÁREA PARA PT

$$Ah = 10.02 \text{ m}^2$$

ÁREA TRANSVERSAL

$$Ah = 0.64 \text{ m}^2$$

ANCHO

$$Y = 0.80 \text{ m}$$

$$W = 0.80 \text{ m}$$

LARGO

$$L = 1.53 \text{ m}$$

PROFUNDIDAD DE SALIDA

$$hs = 0.14 \text{ m}$$

CARGA ORGÁNICA

$$C = 0.04 \text{ Kg DBO}_5/\text{m}^2 \cdot \text{día}$$

TIEMPO DE RESIDENCIA HIDRÁULICO

$$TRH = 1.31 \text{ días}$$

CARGA HIDRÁULICA SUPERFICIAL

$$CHS = 0.2448 \text{ m/día} = 24.48 \text{ cm/día}$$

Con el objeto de determinar si las dimensiones del humedal son propicias para las concentraciones de color a la salida del biofiltro, se calcularon las dimensiones del reactor con base en las investigaciones desarrolladas por Davies *et al.*, en 2006, en donde se desarrolló un modelo matemático usado para determinar el comportamiento de un humedal construido de flujo vertical (Feed Vertical Flor Constructed Wetland VFCW), seleccionando la combinación mas sencilla posible

capaz de reproducir las características esenciales de los resultados experimentales. En este contexto, un colorante tipo azo, naranja AO7, el cual es ampliamente utilizado por la industria textil y descargado a los cuerpos de agua adyacentes, fue alimentado a un reactor VFCW a escala. Se utilizó una concentración (700 mg_{AO7}/L) representativa de una descarga accidental de una industria textil, en comparación con una concentración típica de estos efluentes, la cual fluctúa entre los 80 mg_{AO7}/L, la cual resulta útil para validar las predicciones del modelo en términos de eficiencia de remoción y dimensionamiento. En la figura 8.1.2.2.1.a se puede apreciar el esquema del modelo:

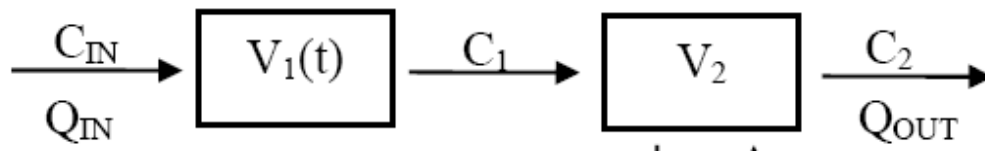


Figura A1.1. Esquema del modelo de humedales en serie (Davies, et. al., 2006)

Los parámetros para este modelo son los siguientes:

- C_{IN} = Concentración en la entrada
- Q_{IN} = Caudal de entrada
- V_1 = Volumen del reactor 1
- C_1 = Concentración en el influente del reactor 1
- Q_{OUT} = Caudal de salida
- V_2 = Volumen del reactor 2
- C_2 = Concentración de salida

Modelo propuesto: El reactor VFCW fue alimentado a pulso, por lo tanto el flujo de entrada Q_{IN} para el modelo fue definida por la siguiente expresión:

$$Q_{IN}(t) = \begin{cases} Q_{IN} & \Rightarrow 0 \leq t < PF_{tiempo} \\ 0 & \Rightarrow t \geq PF_{tiempo} \end{cases} \quad (1)$$

Donde: PF_{tiempo} = es el tiempo de alimentación a pulso (min)

El flujo de salida se calculó utilizando una simplificación de la ecuación Carmen – Kozeny dada por:

$$Q_{OUT}(t) = \alpha \left[\frac{h(t)}{h_0} \right]^\beta \quad (2)$$

Donde: α es el parámetro relacionado con la permeabilidad del material, h_0 es la altura del VFCW y β es el parámetro relacionado con el régimen de flujo. El balance líquido al reactor 1, el cual tiene un volumen variable es:

$$\frac{dV_1}{dt} = Q_{IN} - Q_{out} \quad (3)$$

Considerando además que $V_1 = Ah(t)$, donde A es el área superficial de la cama inundada. La ecuación (3) puede ser redescrita en la forma de la ecuación (4).

$$A \frac{dh(t)}{dt} = Q_{IN} - \alpha \left[\frac{h(t)}{h_0} \right]^\beta \quad (4)$$

Para el desarrollo del modelo sólo se consideró que la degradación del colorante azo AO7 es una reacción reversible de primer orden, esta ecuación (5) se consideró para la cinética.

$$(-r_{AO7}) \Leftrightarrow kC_{AO7} \quad (5)$$

Donde: r es la velocidad de la reacción, k es la tasa constante de degradación aparente y $CAO7$ es la concentración del AO7. El balance de masas del AO7 para el reactor 1, está dado por la ecuación (6) y para el reactor 2 por la ecuación (7).

$$Q_{IN}C_{IN} - Q_{OUT}C_1 - kC_1Ah = A \frac{d(C_1h)}{dt} \quad (6)$$

$$Q_{OUT}(C_1 - C_2) - Q_dC_2 - kC_2V_2 = V_2 \frac{dC_2}{dt} \quad (7)$$

Diseño del humedal construido de flujo vertical:

Parámetros de diseño

$$\begin{aligned} Q_{IN} &= 200 \text{ L} \\ Q_{OUT} &= 200 \text{ L} \\ h &= 0.7 \text{ m} \end{aligned}$$

Para remoción del color:

$$\begin{aligned} C_{IN} &= 100 \text{ mg/L} \\ C_1 &= 60 \text{ mg/L} \\ C_2 &= 0 \text{ mg/L} \end{aligned}$$

$$Q_{IN}C_{IN} - Q_{OUT}C_1 - kC_1Ah = A \frac{d(C_1h)}{dt}$$

$$(0.2 \text{ m}^3)(0.1 \text{ kg/m}^3) - (0.2 \text{ m}^3)(0.06 \text{ kg/m}^3) - (66.53 \text{ d}^{-1})(0.06 \text{ kg/m}^3)A = A \frac{d}{dt} (0.06 \text{ kg/m}^3)(0.7\text{m})$$

$$0.008 \text{ kg/d} - (3.99 \text{ kg/m}^2 \cdot \text{d}) A = 0.042 \text{ kg/m}^2 \text{ A/t}$$

$$A = 1.984 \times 10^{-3} \text{ m}^2$$

$$Q_{OUT}(C_1 - C_2) - Q_d C_2 - kC_2V_2 = V_2 \frac{dC_2}{dt}$$

$$(0.2 \text{ m}^3/\text{d})(0.6 - 0 \text{ kg/m}^3) - (0.2 \text{ m}^3)(0.6 \text{ kg/m}^3) - (66.53 \text{ d}^{-1})(0.06 \text{ kg/m}^3)V_2 = V_2 \frac{d}{dt} (0.06 \text{ kg/m}^3)$$

$$0.24 \text{ kg/d} - (3.99 \text{ kg/m}^3 \cdot \text{d}) V_2 = 0.04 \text{ kg/m}^3 V_2/\text{t}$$

$$\begin{aligned} V_2 &= 0.06 \text{ m}^3 \\ A &= 0.084 \text{ m}^2 \end{aligned}$$

3. Parámetros de diseño del biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente.

El reactor opera con los parámetros de diseño presentados a continuación:

$$V_{\text{recipiente}} = 500 \text{ L}$$

Porcentaje de humedad del material = 60%

$$V_{\text{disponible de agua}} = V * (1 - \text{humedad del material}) = (450)(1 - 0.45) = 250 \text{ L}$$

$$A_s = 6.44 \text{ m}^2$$

$$Q = 250 \text{ L/día} = 0.25 \text{ m}^3/\text{día}$$

$$DBO_i = 451.16 \text{ mg/L} = 0.451 \text{ kg/m}^3$$

$$DQO_i = 1393.62 \text{ mg/L} = 1.394 \text{ kg/m}^3$$

Demanda bioquímica de oxígeno soluble del influente al biofiltro

$$DBO_i = 320 \text{ mg/L} = 0.320 \text{ kg/m}^3$$

Demanda química de oxígeno del influente al biofiltro

$$DQO_i = 645 \text{ mg/L} = 0.645 \text{ kg/m}^3$$

Tiempo de residencia hidráulica:

$$TRH = \frac{261 \text{ L}}{Q = 250 \text{ L/día}} = 1.05 \text{ días} \times 24 \text{ h} = 25.2 \text{ h}$$

Carga hidráulica:

$$CH = \frac{0.25 \text{ m}^3/\text{día}}{0.24 \text{ m}^2} = 1.04 \text{ m}^3/[\text{m}^2 \cdot \text{día}]$$

Cargas orgánicas volumétricas:

$$COV = 1.04 \text{ m}^3/[\text{m}^2 \cdot \text{día}] \times 0.320 \text{ kg DBO}_5/\text{m}^3 = 0.33 \text{ kg DBO}_5/[\text{m}^2 \cdot \text{día}]$$

$$COV = 1.04 \text{ m}^3/[\text{m}^2 \cdot \text{día}] \times 0.645 \text{ kg/m}^3 = 0.67 \text{ kg DQO}/[\text{m}^2 \cdot \text{día}]$$

4. Diseño del reactor SBR

a) Cinética de la reacción

Durante el periodo de reacción, aplica la cinética en lote. La concentración del sustrato inicial es mucho más alta de la que se puede presentar en sistemas de lodos activados de mezcla completa (CMAS), y el sustrato decrece gradualmente mientras es consumido por la biomasa. El cambio en la concentración de la biomasa con respecto al tiempo se puede determinar con el balance de masa del sustrato para un reactor de flujo continuo completamente mezclado.

$$\frac{ds}{dt}V = QS_0 - QS + r_{su}V$$

Donde $r_{su} = -\frac{\mu_m XS}{Y(K_s + S)}$

Dado que $Q=0$ para un reactor en lote, la concentración del sustrato será:

$$\frac{ds}{dt} = -\frac{\mu_m XS}{Y(K_s + S)}$$

Integrando la ecuación con respecto al tiempo, tenemos:

$$K_s = \ln \frac{S_0}{S_t} + (S_0 - S_t) = X \left(\frac{\mu_m}{Y} \right) t$$

Donde: S_0 = concentración inicial del sustrato al tiempo 0, mg/L
 t = tiempo, d
 S_t = concentración del sustrato al tiempo t , mg/L

b) Proceso de diseño del SBR

1. Obtener la caracterización del influente, definir los requerimientos del influente y definir los factores de seguridad.
2. Seleccionar el número de tanques.

3. Seleccionar los tiempos de reacción/aireación, reposo y decantación. Determinar el tiempo de llenado y el tiempo total por ciclo. Determinar el número de ciclos por día.
4. del número total de ciclos por día, determinar el volumen de llenado por ciclo.
5. Seleccionar la concentración de SSLM y determinar la fracción del volumen de llenado relativa al volumen total del tanque. Determinar la profundidad de decantación. Utilizando las profundidades computadas, determinar el volumen del tanque del SBR.
6. Determinar el tiempo de retención celular TRC para el proceso de diseño desarrollado para el SBR.
7. Determinar la cantidad que se nitrifica del NTK adicionado.
8. Determinar la cantidad de biomasa nitrificadora y determinar si el tiempo de aireación seleccionado es suficiente para eficiencia necesaria para la nitrificación.
9. Ajustar el diseño de acuerdo a las necesidades – se deben realizar iteraciones adicionales.
10. Determinar la velocidad de bombeo del vaciado.
11. Determinar el oxígeno requerido y la tasa de transferencia promedio.
12. Determinar la cantidad de lodo producido.
13. Calcular la relación F/M y la carga volumétrica de DBO.
14. Evaluar la alcalinidad necesaria.
15. Preparar el resumen de diseño.

c) Purga de lodos en el SBR

La purga de lodos es otro paso importante en la operación del SBR que afecta enormemente u operación. La purga no se incluye en los cinco pasos básicos porque no existe un tiempo establecido en el ciclo dedicado al purgado. La cantidad y frecuencia de la purga de lodos se determina con base en los requerimientos de operación. En la operación del un SBR, la purga de lodos usualmente ocurre durante la fase de reacción, en donde se presenta una

descarga uniforme de sólidos (incluyendo materia fina y flóculos grandes). Una característica única de los sistemas SBR es que no se necesita una recirculación de los lodos activados al sistema.

Debido a que tanto la aireación como la sedimentación ocurren en la misma cámara, no se pierde lodo en la fase de reacción y no se tiene que recircular para mantener los sólidos contenidos en la cámara de aireación. (Metcalf & Eddy, 2003)

a) Memoria de cálculo para el diseño del reactor SBR

Parámetros de diseño:

$$Q = 0.20 \text{ m}^3/\text{d}$$

Tabla A1.2. Parámetros de diseño del reactor SBR

PARÁMETRO	CONCENTRACIÓN mg/l
DBOinfluyente	200.00
DBOefluente	30.00
DBOsoluble	89.58
DQOinfluyente	836.17
DQOefluente	160.00
DQOsoluble	217.03
SST	582.03
SSV	558.41
NTK	22.23
NH ₄ -N	5.26
PT	7.21
ALCALINIDAD	956.75
DQOb/DBO	1.88

1. Utilizar 1 tanque
2. Profundidad del líquido cuando está lleno = 0.6 m
3. Altura de lodos = 30% de la profundidad del tanque
4. Índice volumétrico de lodos = 110 ml/g
5. NO_x = 80% del NTK
- 6.- Coeficientes cinéticos

1. Desarrolle las características necesarias para el proceso de diseño:

- a. Determine la $DQO_{\text{biodegradable}}$ usando la constante para aguas textiles 1.88 (Eckenfelder, W., 2000)

$$DQO_{\text{biodegradable}} = 1.88 \times DQO = 376 \text{ mg/L}$$

- b. Determine la concentración de los SSV_{solubles} :

$$\frac{DQO_{bp}}{DQO_p} = \frac{(DQO_b / DBO)(DBO - DBO_s)}{DQO - DQO_s}$$

DQO_{bp} = Concentración particulada biodegradable DQO, mg/l

DQO_s = Concentración soluble de DQO, mg/L

DQO_p = Concentración particulada de DQO, mg/L

$DBO = DBO_5$, mg/l

$$\frac{DQO_{bp}}{DQO_p} = (1.88)(200.00 - 89.58) / (836.17 - 217.03) = 0.335$$

$$SSV_{nb} \left[1 - \frac{DQO_{bp}}{DQO_p} \right] SSV$$

$$SSV_{nb} = (1 - 0.335)(558.41) = 371.18 \text{ mg/L}$$

- c. Determine los SST_i .

$$SST_i = SST_0 - SSV_0$$

$$SST_i = (582.03 - 558.41) = 23.62 \text{ mg/L}$$

2. Determine el ciclo de operación del SBR

$$t_F = t_A + t_s + t_D$$

Seleccione los periodos de tiempo:

$t_A =$	21 h
$t_s =$	1 h
$t_D =$	0.5 h
$t_i =$	0 h
$t_{LL} =$	1.5 h
$T_C =$	24 h
ciclos por día =	1 ciclo
Q =	200 l/d
Q/ciclo =	200 l/llenada

Tiempo total del ciclo $T_C = 24$ horas

Volumen de llenado = $0.2 \text{ m}^3/\text{d}$

3. *Determinar la fracción de llenado por ciclo (V_F/V_T) permitida y compare con el valor seleccionado de diseño 0.3*

1. Desarrolle el balance de masas basado en los sólidos dentro del reactor.

Masa de sólidos a volumen lleno = masa de sólidos sedimentado

$$V_T X = V_s X_s$$

Donde:

V_T = Volumen total, m^3

X = concentración de SSLM a volumen lleno, mg/L

V_s = volumen sedimentado después de la decantación, m^3

X_s = concentración de los SSLM en el volumen sedimentado, mg/L

2. Resuelva el balance de masas y determine la fracción de llenado:

I. Estime X_s con base en el IVL = 110 ml/g

$$X_s = \frac{(10^3 \text{ mg/g})(10^3 \text{ mL/L})}{\text{SVI mL/g}} = \frac{(10^3 \text{ mg/g})(10^3 \text{ mL/L})}{110 \text{ mL/g}}$$

$$X_s = 9090.91 \text{ mg/L}$$

$$X = 3500 \text{ g/m}^3$$

II. Determine la fracción de sedimentación

$$\frac{V_s}{V_T} = \frac{X}{X_s} = \frac{3500 \text{ g/m}^3}{9090 \text{ g/m}^3} = 0.385$$

III. Otorgue 20% del líquido sobre la cama de lodos para que los sólidos no sean removidos por el mecanismo de vaciado:

$$\frac{V_s}{V_T} = 1.2(0.385) = 0.462$$

IV. Determine la fracción de llenado

$$V_{LL} + V_s = V_T$$

Donde: V_L es el volumen de llenado, m^3

$$\frac{V_s}{V_T} + \frac{V_{LL}}{V_T} = 1.0$$

$$\frac{V_{LL}}{V_T} = 1.0 - 0.462 = 0.538$$

4. Determinar el tiempo de residencia hidráulica total T

Profundidad del líquido lleno = 0.6 m

Profundidad de decantación = 0.3 (0.6) = 0.18 m

$$V_T = (V_{LL}/\text{tanque})/0.538 = (0.2)/(0.538) = 0.372 \text{ m}^3$$

5. Determine el tiempo de retención celular TRC

$$\begin{aligned} (P_{X,SST})TRC &= \frac{QY(S_0 - S)TRC}{[1 + (k_d)TRC](0.85)} + Q(SSV_{nb})TRC + \frac{QY_n(NO_x)TRC}{[1 + (k_{dn})TRC](0.85)} \\ &+ \frac{(f_d)(k_d)QY(S_0 - S)TRC^2}{[1 + (k_d)TRC](0.85)} + Q(SST_0 - SSV_0)TRC \end{aligned}$$

$$(P_{X,SST})TRC = (V)(X_{SSLM}) = 1301.12 \text{ g}$$

Constantes:

$S_0 =$	376.00	mg/L
$Q =$	0.20	m^3/d
$SST_0 =$	23.62	mg/L
$NO_x =$	17.78	mg/L
$Y =$	0.40	
$K_{d, 23^\circ\text{C}} =$	1.26	d^{-1}
$K_{dn, 23^\circ\text{C}} =$	0.101	d^{-1}
$Y_n =$	0.12	
$f_d =$	0.15	
$TRC =$	29.50	d

Tiempo de retención celular = 29.5 días

6. Determine la concentración de SSLM

$$\begin{aligned} (P_{X,SSV})TRC &= \frac{QY(S_0 - S)TRC}{[1 + (k_d)TRC]} + Q(SSV_{nb})TRC + \frac{QY_n(NO_x)TRC}{[1 + (k_{dn})TRC]} \\ &+ \frac{(f_d)(k_d)QY(S_0 - S)TRC^2}{[1 + (k_d)TRC]} + Q(SST_0 - SSV_0)TRC \end{aligned}$$

$$(P_{X,SSV})TRC = (V_T)(X_{SSVLM}) = 2217.25 \text{ m}^3 \cdot \text{g}/\text{m}^3$$

$$X_{SSVLM} = 5964.39 \text{ g/m}^3$$

7. *Determine la fracción de SSVLM*

$$\frac{X_{SSVLM}}{X_{SSLM}} = 1.70$$

8. *Determine la tasa de bombeo*

$$V_{LL} = 0.2 \text{ m}^3$$

Tiempo de vaciado = 0.5 h
Tasa de bombeo = 0.4 m³/h

9. *Determine la cantidad de oxígeno requerido en el tanque*

$$R_0 = Q(S_0 - S) - 1 \cdot 42P_{X, bio} + 4 \cdot 33Q(NO_x)$$

$$R_0 = 75.2 \text{ kg/d}$$

$$\text{Tasa promedio de transferencia de oxígeno} = 3.42 \text{ kg/h}$$

10. *Determine la producción de lodos*

$$P_{X, SST} = \frac{(V)(SSLM)}{TRC}$$

$$P_{X, SST} = 0.044 \text{ kg/d}$$

ANEXO 2

RESULTADO OBTENIDOS DURANTE LA FASE DE ACLIMATACIÓN DE LOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO

1. COLOR

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase de aclimatación del proceso de biofiltro – humedal, con un caudal de 200 L/día y 50 días de operación, el sistema se alimentó con una concentración de color promedio de 107 mg/L con valores que oscilan entre 92 – 115 mg/L; durante este tiempo se alimentó una concentración total de colorantes de 100 mg/L. De este caudal de entrada se observa que en el biofiltro, se presenta reducción del color hasta de un 75% con concentraciones entre 9 – 41 mg/L, mientras que el humedal 1 presenta una disminución en la concentración del color de hasta un 34% con valores entre 6 y 20 mg/L.

Asimismo, en la disminución en la concentración del color después del humedal 2 fue del 9%. La reducción total durante la fase de aclimatación presentó un 87%, con valores entre 4 y 20 mg/L en el efluente, sin embargo, en los últimos 20 días de operación se observa una reducción del color con un comportamiento regular (Figura A2.1.), por lo que a partir de estos resultados se procedió a operar con la primera fase del estudio.

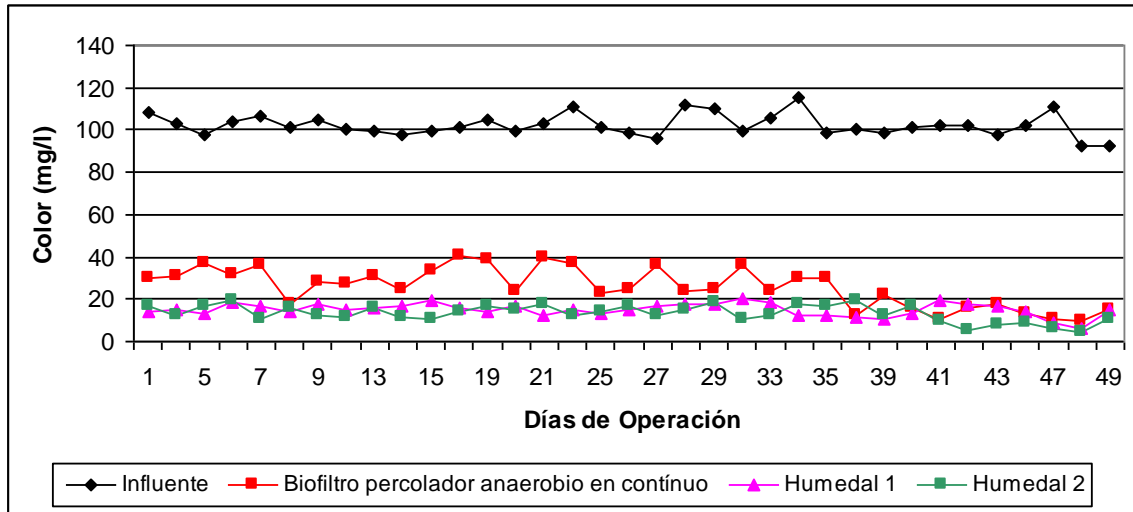


Figura A2.1. Comportamiento de la concentración de color en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

La Figura A2.2 representa el comportamiento de la reducción del color en unidades de Platino – Cobalto durante la etapa de aclimatación del proceso de biofiltro + humedales.

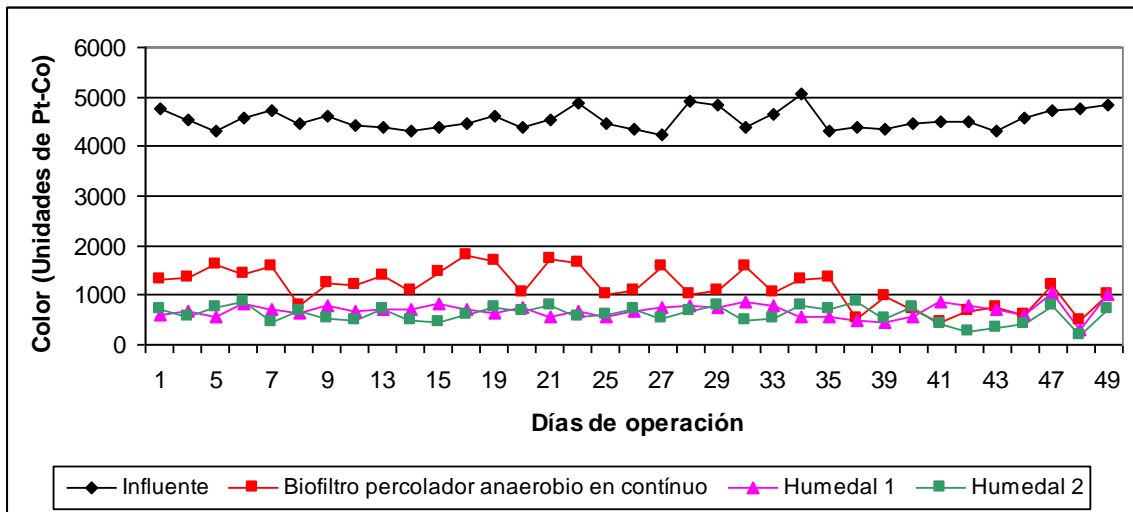


Figura A2.2. Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Durante la fase de aclimatación con un caudal de 200 L/día y 50 días de operación del 19 de julio al 6 de septiembre de 2007, el sistema se alimentó con una concentración de color promedio de 107 mg/L con valores que oscilan entre 56 – 131 mg/L; durante este tiempo se alimentó el sistema con la mezcla de nutrientes y una combinación de los tres colorantes (amarillo directo 36, azul negro directo y Negro celupel) en una concentración de 33.33 mg/L de cada uno, dando como resultado una concentración total del colorante de 100 mg/L. De este caudal de entrada se observa que en el biofiltro de lechos sumergido, se presenta una reducción del color hasta de un 51%, mientras que en el proceso de SBR se presenta un aumento en la concentración del color de hasta un 17%. La reducción total durante la fase de aclimatación presentó un 50%, con valores entre 23 y 118 mg/L en el efluente, sin embargo, en los últimos 15 días de operación se observa una reducción del color con un comportamiento regular (Figura A2.3.), por lo que a partir de estos resultados se procedió a operar con la primera fase del estudio.

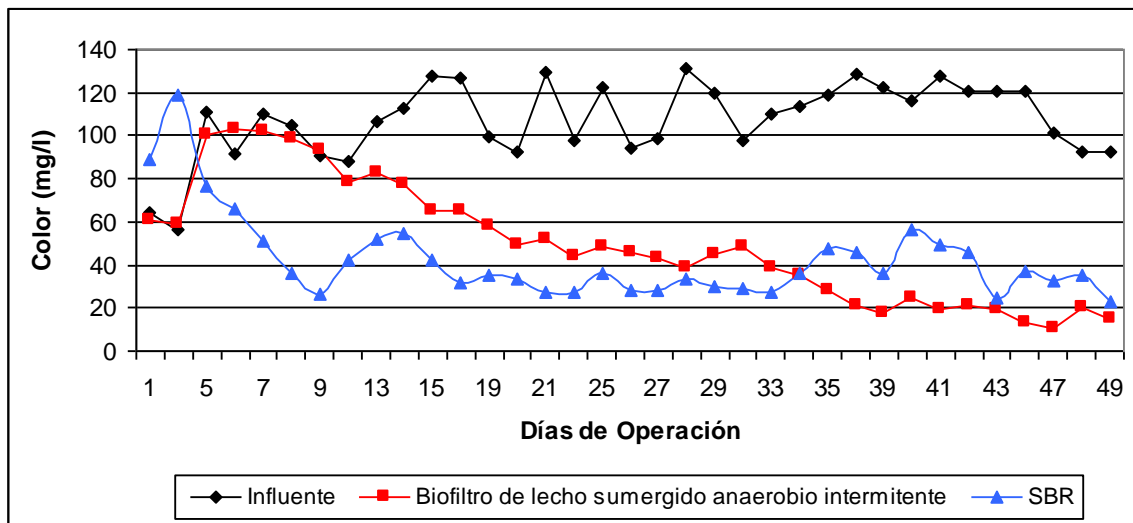


Figura A2.3. Comportamiento de la concentración de color en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

En la Figura A2.4 se puede observar el comportamiento de la disminución del color (unidades de Platino – Cobalto) durante la etapa de aclimatación del sistema.

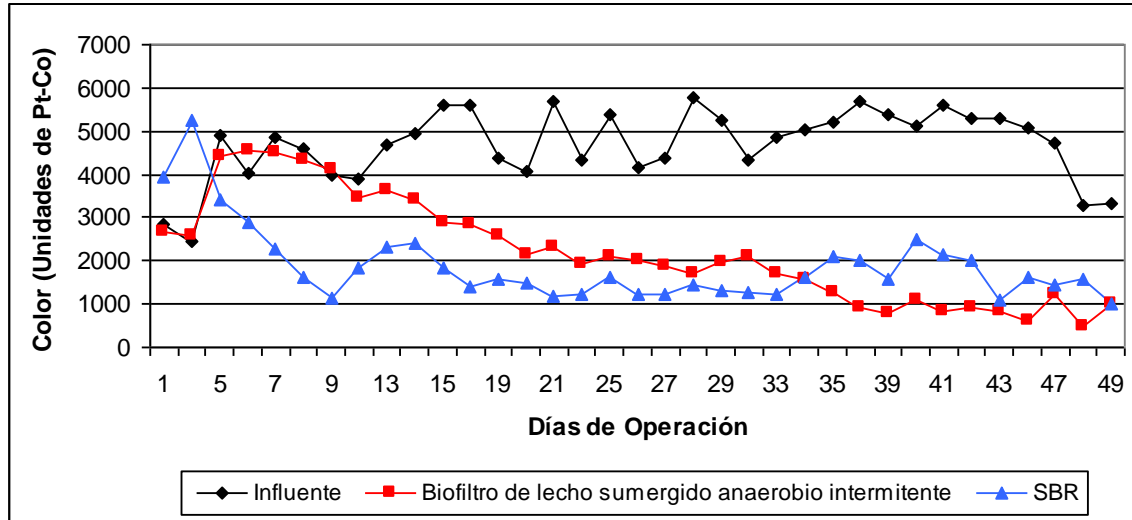


Figura A2.4. Comportamiento de la concentración de color en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

2. DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO

La demanda química de oxígeno (DQO) es un parámetro que mide la cantidad de materia orgánica susceptible de ser oxidada por medios químicos que hay en una muestra líquida. Se utiliza para medir el grado de contaminación y se expresa en mg O₂/Litro.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase de aclimatación del sistema de biofiltro – humedales, con un caudal de 200 L/día y 50 días de operación, el sistema se alimentó con una concentración de DQO promedio de 716 mg/L con valores que oscilan entre 603 – 883 mg/L. De este caudal de entrada se observa que en el biofiltro, se presenta una reducción de hasta de un 61% con concentraciones entre 61 – 1094 mg/L, mientras que el humedal 1 presenta una disminución en la concentración de la

DQO de hasta un 43% respecto al biofiltro, con valores entre 107 y 965 mg/L; asimismo, la disminución en la concentración de la DQO después del humedal 2 fue del 48%. La reducción total durante la fase de aclimatación fue de 84%, con valores entre 100 y 755 mg/L en el efluente, sin embargo, en los últimos 25 días de operación se observa una reducción de la DQO con un comportamiento regular (Figura A2.5), por lo que a partir de estos resultados se procedió a operar con la primera fase del estudio.

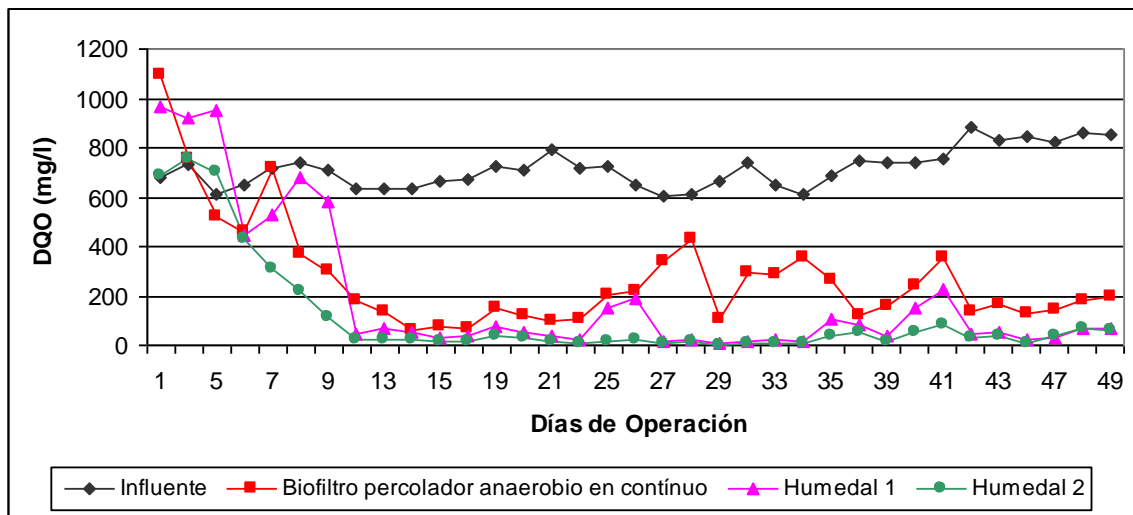


Figura A2.5. Comportamiento de la DQO en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Durante la fase de aclimatación con un caudal de 200 L/día y 50 días de operación comprendidos entre el 19 de julio y 06 de septiembre de 2007, el sistema se alimentó con una concentración de DQO promedio de 782 mg/L con valores que oscilan entre 541 – 979 mg/L. De este caudal de entrada se observa que en el biofiltro de lecho sumergido, se presenta reducción de la DQO hasta de un 28%, mientras el proceso de SBR presenta una disminución en la concentración de hasta un 80% con respecto al biofiltro. La reducción total de los colorantes durante la fase de aclimatación presentó un 80% medido como DQO, con valores entre 66 y 202 mg/L en el efluente, sin embargo, en los últimos 20 días de operación se

observa un comportamiento regular (Figura A2.6.), por lo que a partir de estos resultados se procedió a operar como en la primera fase del estudio.

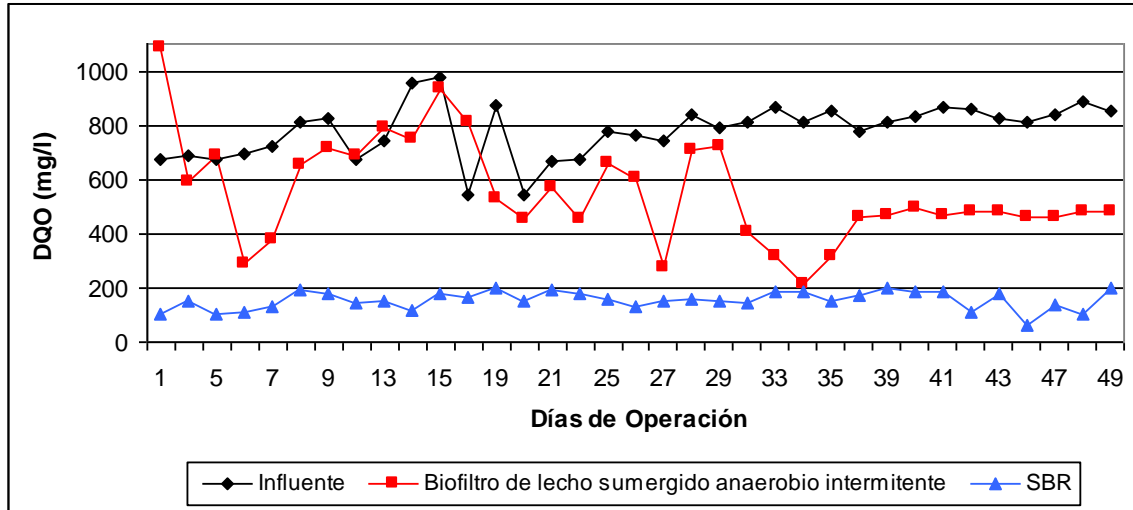


Figura A2.6. Comportamiento de la DQO en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

3. PARÁMETROS DE CAMPO

3.1 Temperatura

La temperatura afecta la actividad microbiana en los sistemas de tratamiento biológico; este factor es muy sensible. La velocidad de reacción enzimática se duplica cada 10°C (aproximadamente); arriba de 30°C, las enzimas son destruidas dando como resultado final, una baja en la eficiencia del proceso.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

La temperatura se presenta con un valor promedio de 25.4°C en el influente, mientras que en el biofiltro percolador, se presenta una temperatura promedio de 24.7°C; asimismo, en el humedal 1 la temperatura se mantiene en un valor de 24.4°C, y en el humedal 2 es de 24.3°C, lo que representa que la temperatura en esta etapa del proceso se encontró en óptimas condiciones para la operación del sistema, teniendo valores que oscilan entre los 22 y 27°C.

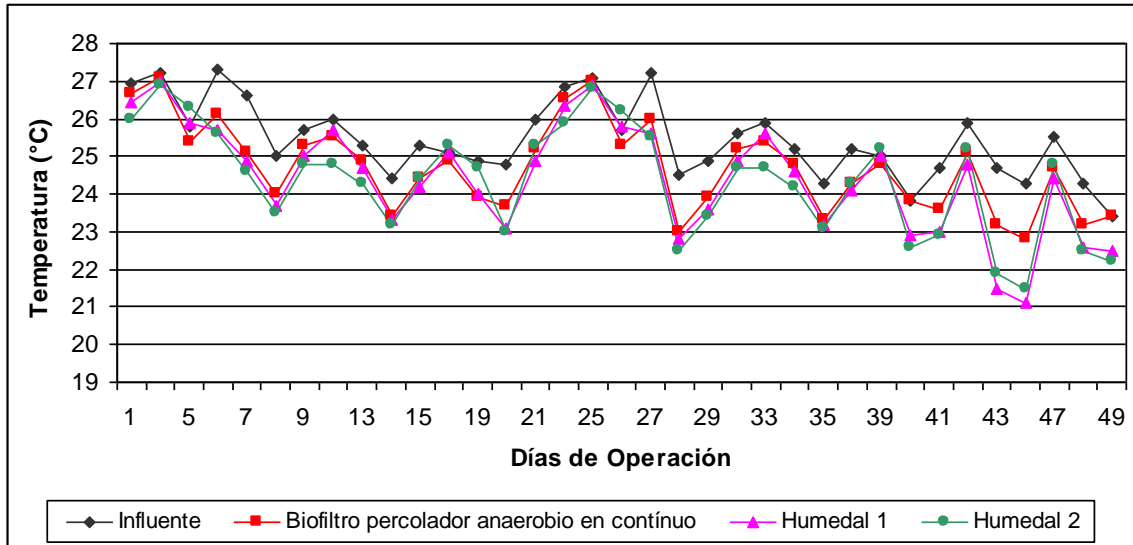


Figura A2.7. Comportamiento de la temperatura en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

La temperatura medida presenta un valor promedio de 25°C en el influente, mientras que en el sistema de biofiltro de lecho sumergido se presenta una temperatura promedio de 24.6°C; asimismo, en el sistema SBR la temperatura se mantiene en un valor de 25°C, por lo que no existe variación entre influentes y efluentes, y se concluye que el valor es óptimo para el desempeño del sistema.

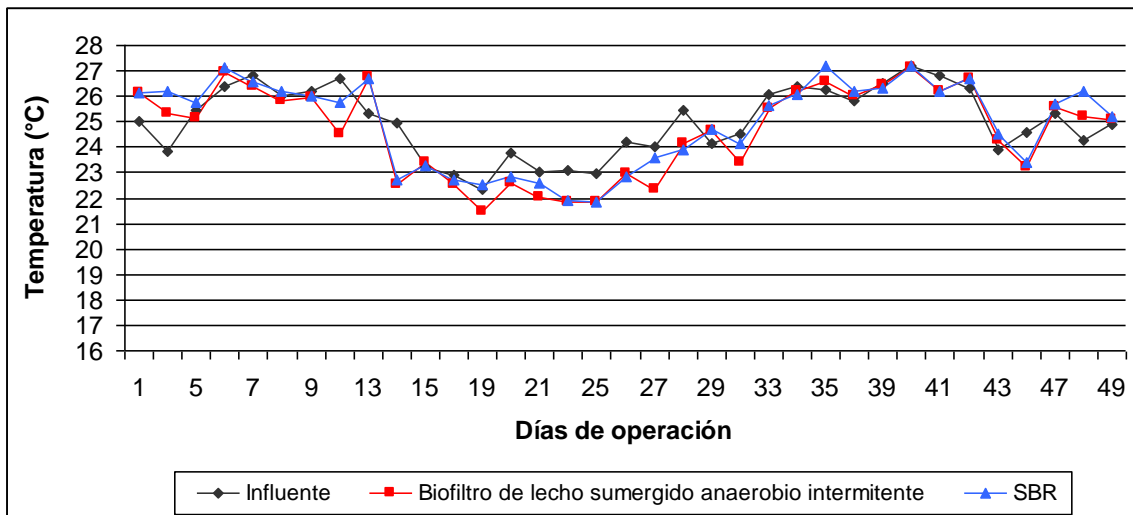


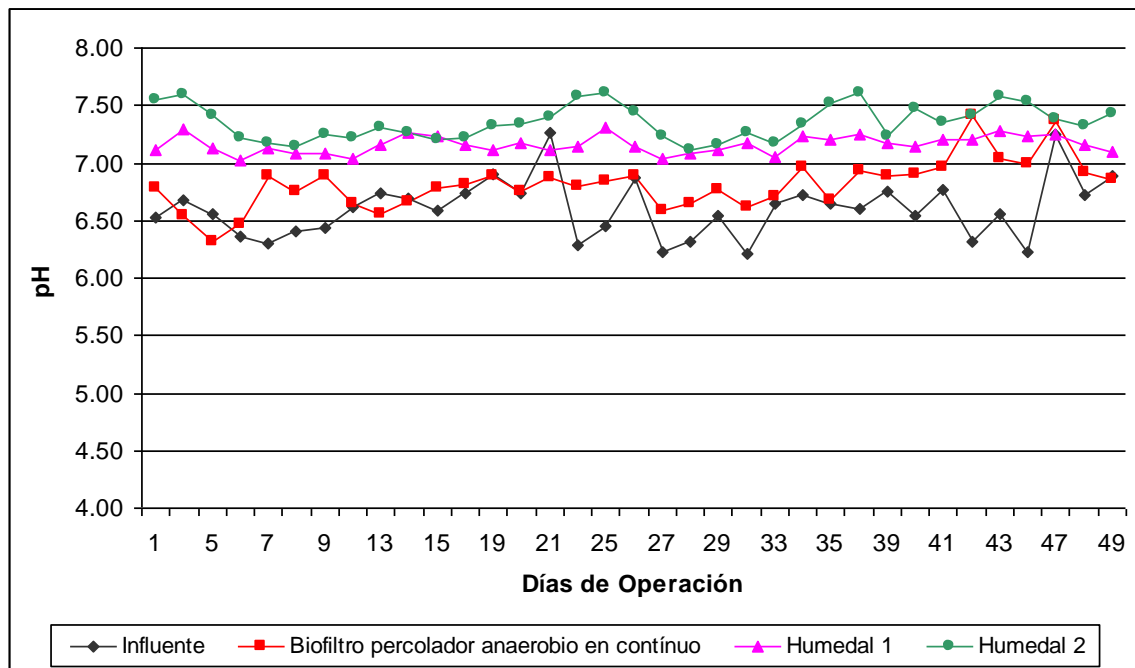
Figura A2.8. Comportamiento de la temperatura en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

3.2 pH

Se debe mantener al pH entre 6.5 y 8.5 para asegurar el valor óptimo para la actividad microbiana en la fase aerobia. El pH se registró diariamente para conocer si se reciben ocasionalmente descargas que se salgan de los valores mencionados.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

El pH se presenta con valores medios que fluctúan de 6.57 y 6.60 en el influente, mientras que en el biofiltro se presenta un pH promedio 6.77, lo que al contrario del sistema de biomasa sumergida, el pH en el biofiltro se mantiene dentro de los parámetros normales de operación; asimismo, en el Humedal 1 el pH se mantiene en un valor de 7.15 y el Humedal 2 presenta valores promedio de 7.35, lo que representa que el sistema es capaz de mantener un balance dentro del sistema para llevar a cabo su actividad microbiana dentro del rango óptimo.



A2.9. Comportamiento del pH en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

El pH se observa con valores medios entre 7.26 y 7.34 en el influente, mientras que en el sistema de biomasa sumergida se presenta un pH promedio de 5.23, lo cual es un valor bajo considerando que los valores normales para una actividad microbiana óptima oscilan entre los 6.5 y 7.5; el valor del pH en el sistema de biomasa sumergida se atribuye a la formación de los subproductos en la fase anaerobia producto del rompimiento de las moléculas del colorante; asimismo, en el sistema de lodos activados el pH se mantiene en un valor promedio entre 7.37 y 7.44, lo que representa que aún cuando el pH entrante al sistema de lodos activados es bajo, el sistema es capaz de amortiguar esta baja en el pH y mantener un balance dentro del sistema para llevar a cabo su actividad microbiana dentro del rango normal.

En la Figura A3.10 se observa el comportamiento del pH en el influente, en el efluente del sistema de biomasa sumergida y en el efluente de lodos activados.

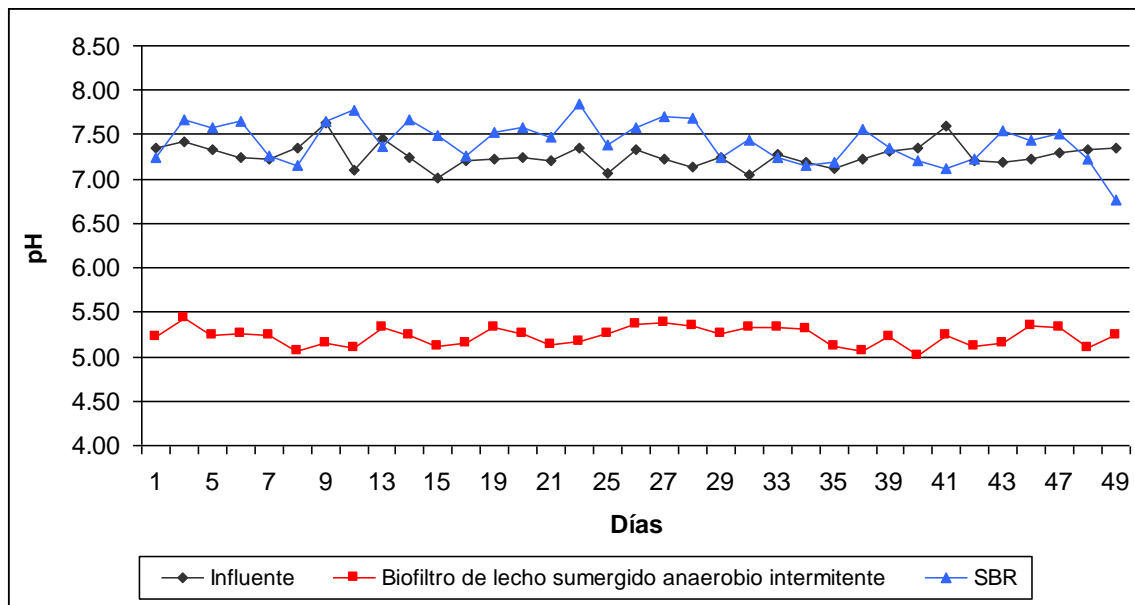


Figura A2.10. Comportamiento del pH en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

3.3 Conductividad

La conductividad de una solución es una medida de su capacidad para transportar la corriente eléctrica y varía con el tipo y número de iones que contiene la solución. (Sawyer *et al.*, 2001). Se monitoreó la conductividad en las tres fases de operación de los sistemas tanto de biomasa sumergida – lodos activados, como en el de biofiltro – humedales.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En la Figura A3.13 se observa el comportamiento de la conductividad en las fases de aclimatación, fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro - humedales.

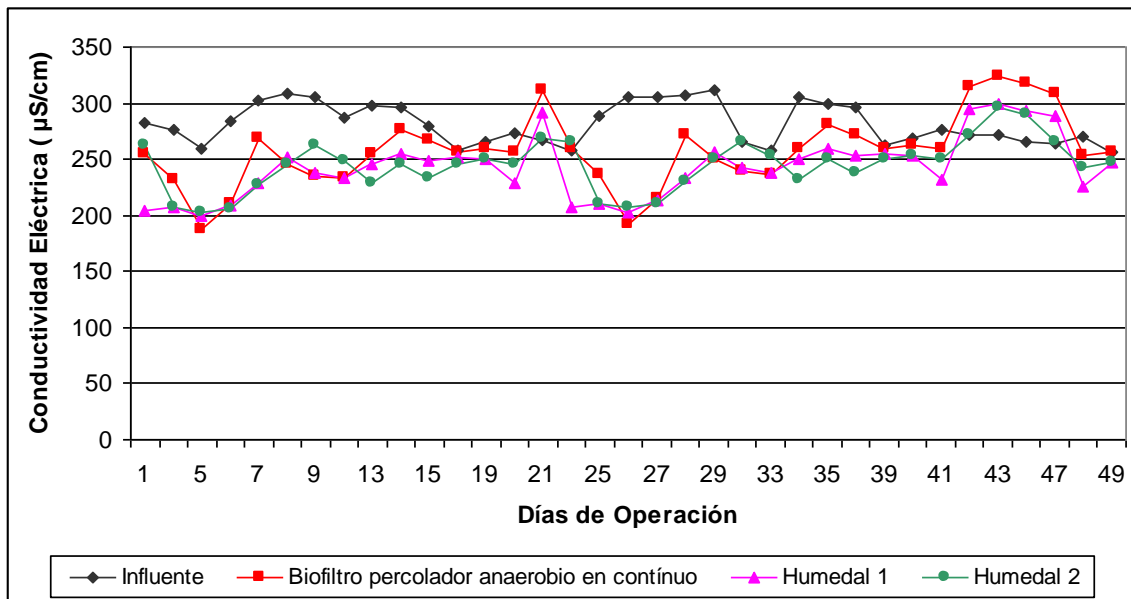


Figura A2.11. Comportamiento de la conductividad en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Los valores obtenidos promedio de la conductividad en el influente del sistema son de 582.79 µS/cm, de 515.73 µS/cm a la salida del biofiltro percolador, del 492.63 µS/cm en la primera celda y de 492.31 µS/cm a la salida del sistema, teniendo los valores más altos en las celdas de los humedales artificiales, sobre todo a la salida de la celda 2 que alcanza valores máximos debido a la mineralización.

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

En la Figura A3.16 se observa el comportamiento de la conductividad en las fases de aclimatación, fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR.

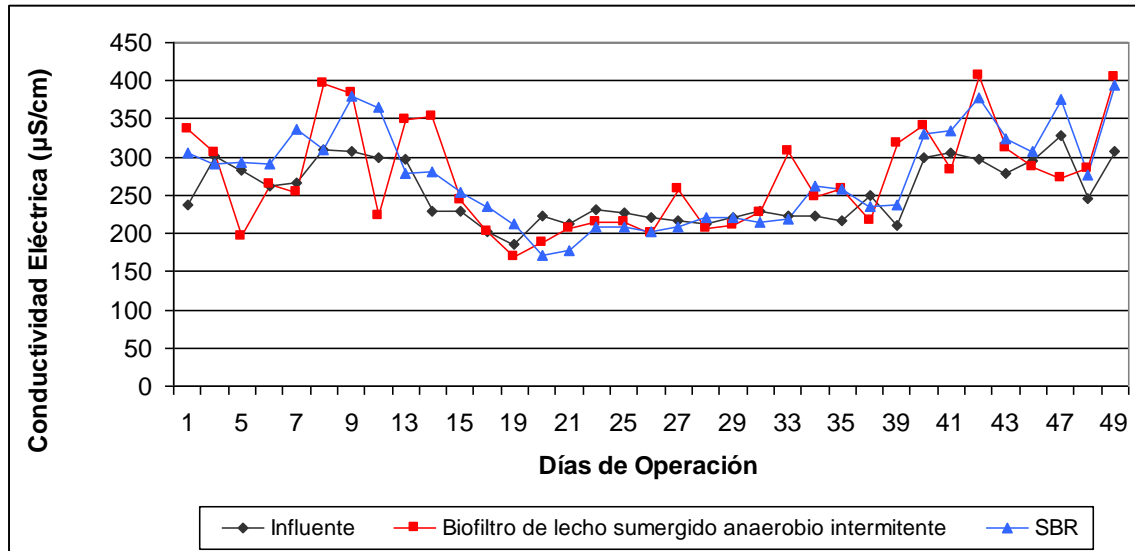


Figura A2.12. Comportamiento de la conductividad en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

3.4 Sólidos Disueltos Totales

Los sólidos disueltos están constituidos principalmente por sales inorgánicas, pequeñas cantidades de materia orgánica y gases disueltos. (Sawyer *et al.*, 2001). Al igual que la conductividad, se monitorearon diariamente los sólidos disueltos totales en ambos sistemas durante las tres etapas de operación: fase de aclimatación, fase 1, con un caudal de 200 l/día y la fase 2 con 250 l/día.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En la Figura A3.19 se observa el comportamiento de los Sólidos Disueltos Totales en las fases de aclimatación, fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro - humedales.

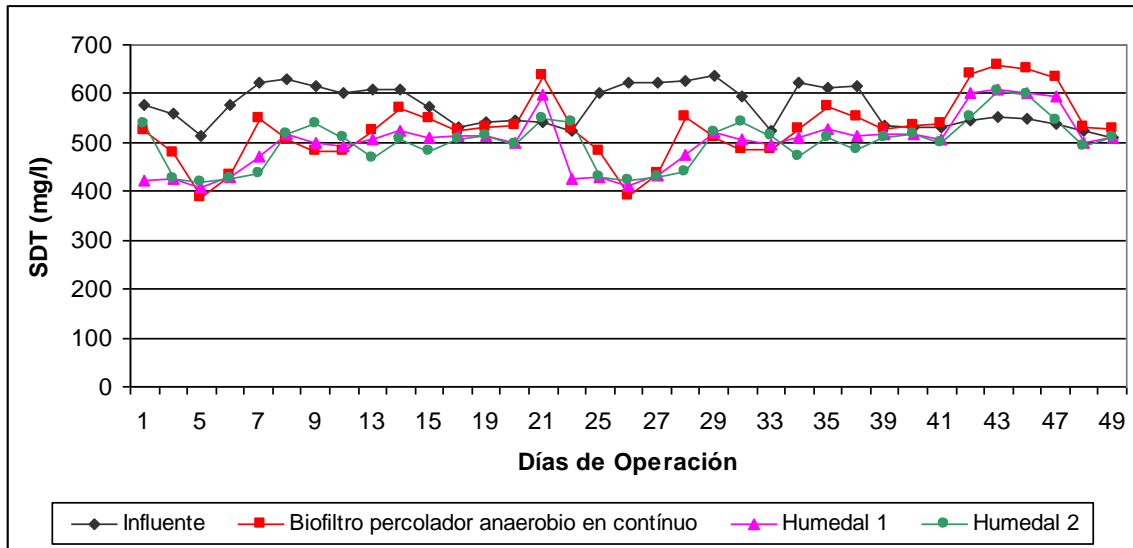


Figura A2.13. Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

En la Figura A3.22 se observa el comportamiento de los Sólidos Disueltos Totales en las fases de aclimatación, fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR.

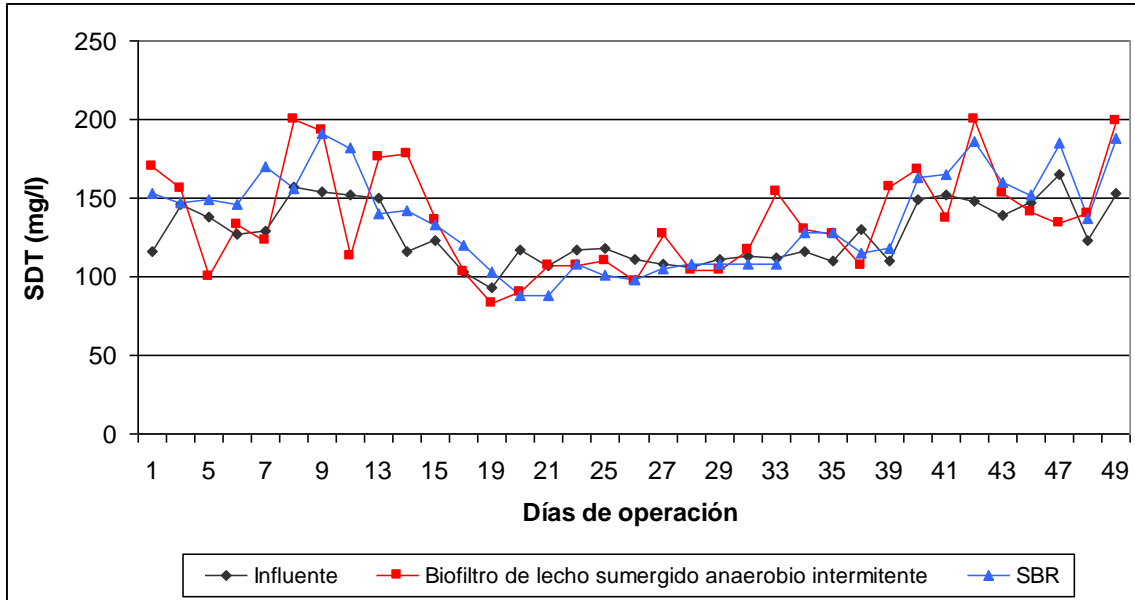


Figura A2.14. Comportamiento de los sólidos disueltos totales la conductividad en la etapa de aclimatación en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

ANEXO 3

RESULTADOS OBTENIDOS DURANTE LAS FASES 1 Y 2 DE LOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO

1. PARÁMETROS DE CAMPO

1.1 Temperatura

La temperatura afecta la actividad microbiana en los sistemas de tratamiento biológico; este factor es muy sensible. La velocidad de reacción enzimática se duplica cada 10°C (aproximadamente); arriba de 30°C, las enzimas son destruidas dando como resultado final, una baja en la eficiencia del proceso.

c) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

La temperatura en la fase 1 del proceso presenta valores entre los 21 y 27°C, con un valor promedio de 25.3°C en el influente, mientras que en el biofiltro percolador la temperatura se mantuvo en un valor promedio de 24.6°C; en el humedal 1 la temperatura promedio fue de 24.4°C y en el humedal 2 se presenta un promedio de 24.3°C, lo que representa que la temperatura en esta etapa del proceso se encontró en óptimas condiciones para la operación y funcionamiento de sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedales.

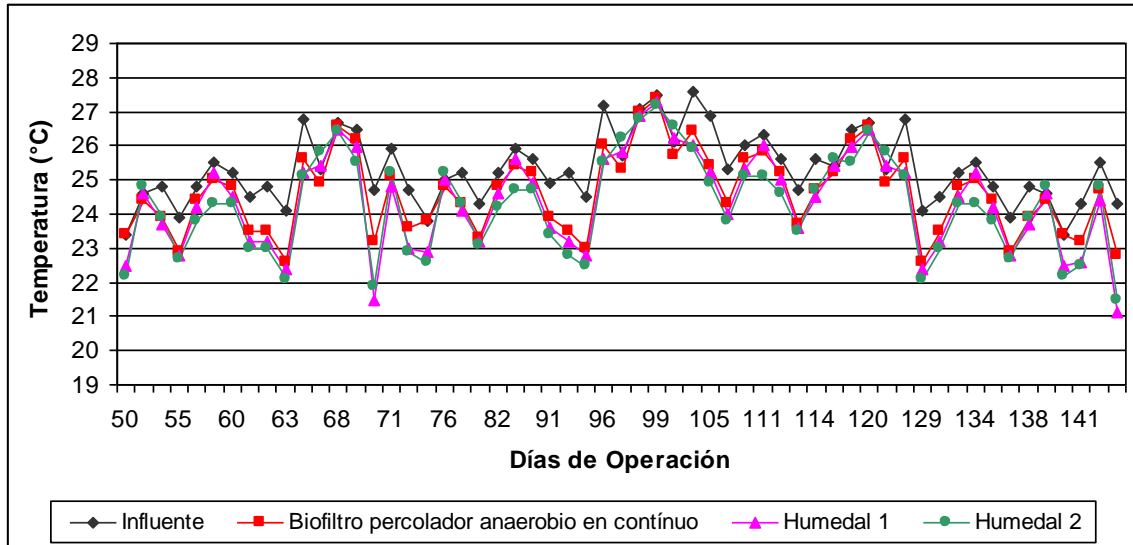


Figura A3.1. Comportamiento de la temperatura en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase 2 de operación del proceso, la temperatura del influente se presenta con un valor promedio de 25.4°C, en el biofiltro percolador se presenta de 24.3°C; asimismo, en el humedal 1 la temperatura promedio fue de 24.5°C, y en el humedal 2 se presenta de 24.4°C, lo que representa que, al igual que en la etapa de aclimatación y fase 1 del sistema, la temperatura en esta etapa del proceso se encontró en óptimas condiciones para la operación del sistema, teniendo valores que oscilan entre los 22 y 26°C.

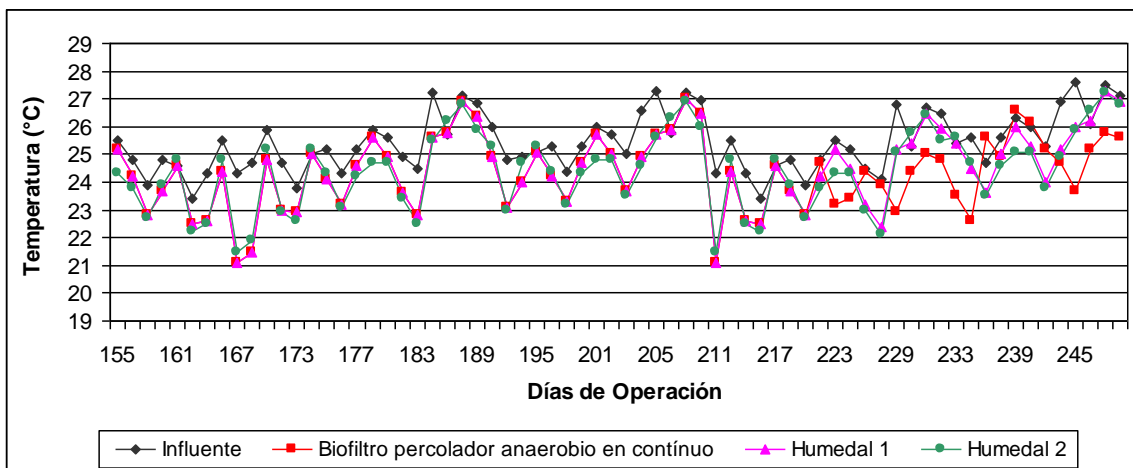


Figura A3.2. Comportamiento de la temperatura en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

d) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Al igual que en la fase de aclimatación, la temperatura en la fase 1 del proceso presenta valores entre los 21 y 26°C, con un valor promedio de 24.7°C en el influente, mientras que en el biofiltro de lecho sumergido la temperatura se mantuvo en un valor promedio de 24.3°C, y en el sistema SBR la temperatura promedio fue de 24.5°C, lo que representa que la temperatura en esta etapa del proceso se encontró en óptimas condiciones para la operación y funcionamiento de proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente y SBR.

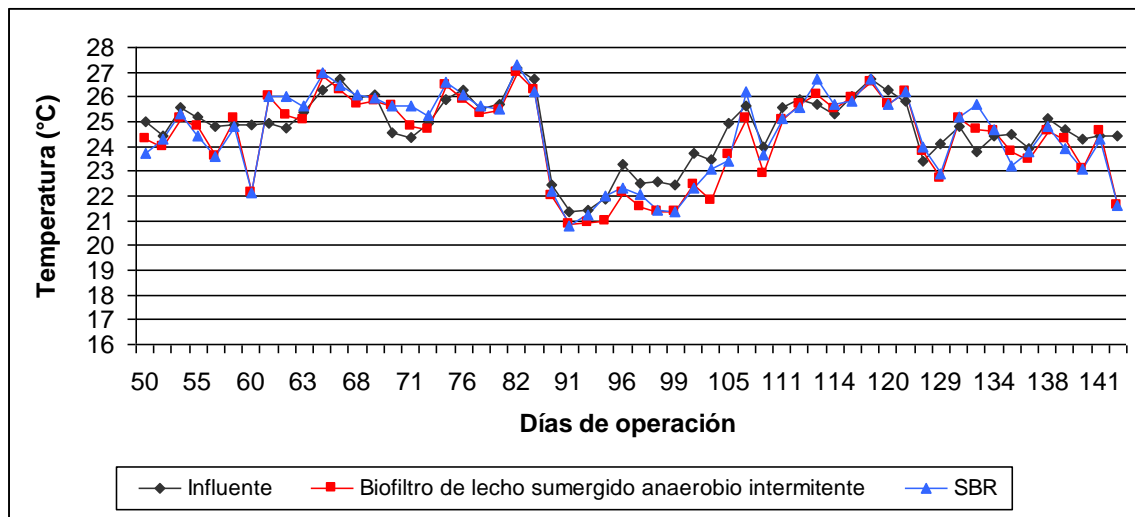


Figura A3.3. Comportamiento de la temperatura en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Durante la fase 2 de operación del proceso, la temperatura del influente se presenta con un valor promedio de 24°C, en el biofiltro de lecho sumergido se presenta de 24.4°C, y en el SBR fue de 24.6°C, lo que representa que, al igual que en la etapa de aclimatación y fase 1 del sistema, la temperatura en esta etapa del proceso se encontró en óptimas condiciones para la operación del sistema, teniendo valores que oscilan entre los 22 y 26°C.

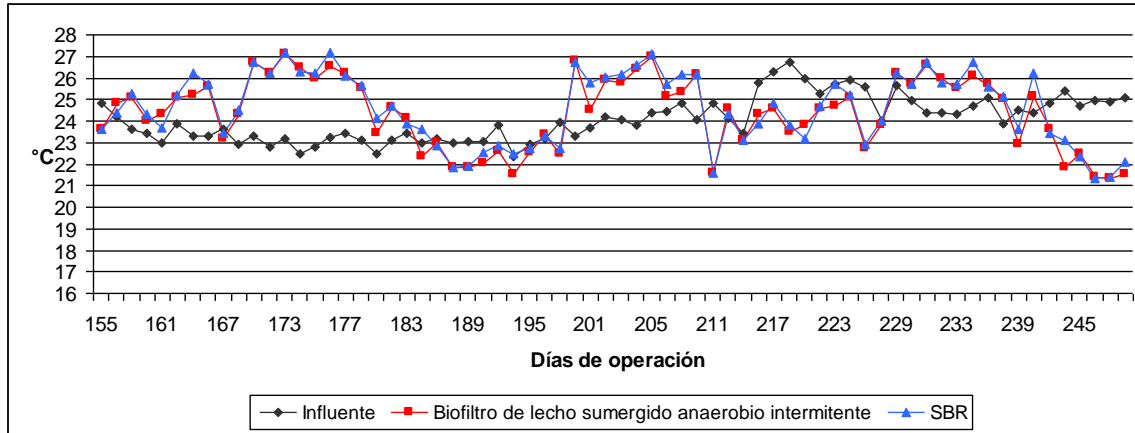


Figura A3.4. Comportamiento de la temperatura en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

1.2 Potencial de hidrógeno (pH)

Se debe mantener al pH entre 6.5 y 8.5 para asegurar el valor óptimo para la actividad microbiana en la fase aerobia. El pH se registró diariamente para conocer si se reciben ocasionalmente descargas que se salgan de los valores mencionados.

c) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En las Figuras A3.5 y A3.6 se puede observar el comportamiento del pH en el sistema de biofiltro – humedales durante las fases 1 y 2 de operación del sistema.

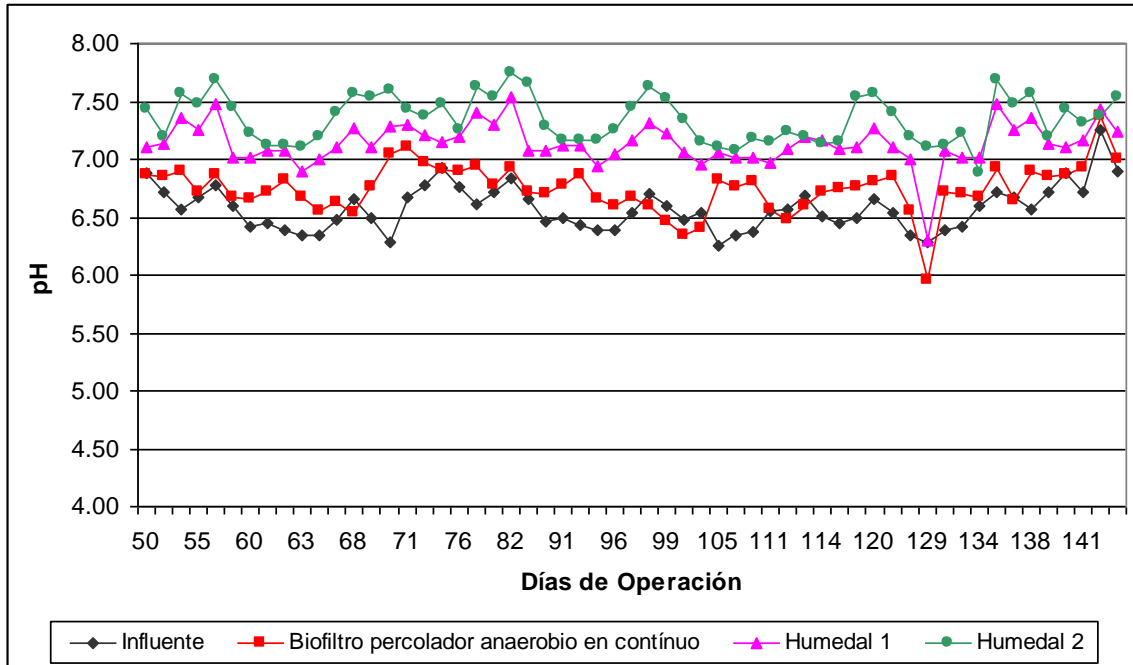


Figura A3.5. Comportamiento del pH en la fase 1 en el sistema de de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

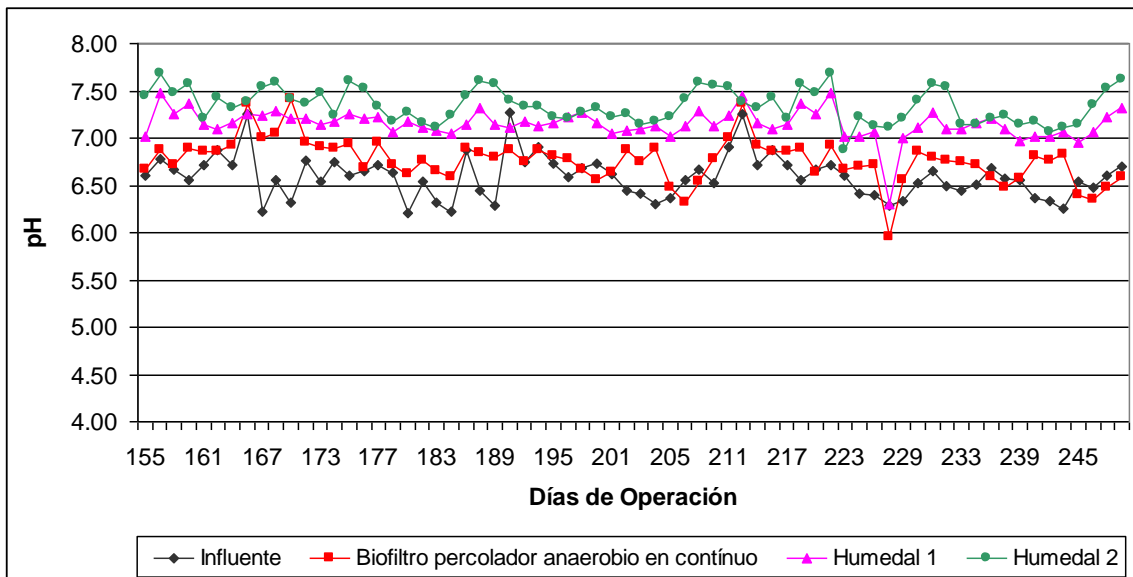


Figura A3.6. Comportamiento del pH en la fase 2 en el sistema de de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

d) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

El pH en las tres fases de operación se presenta con valores medios entre 7.26 y 7.34 en el influente, mientras que en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho

sumergido se presenta un pH promedio de 5.23, lo cual es un valor bajo considerando que los valores normales para una actividad microbiana óptima oscilan entre los 6.5 y 7.5; el valor del pH en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido se atribuye a la formación de los subproductos en la fase anaerobia producto del rompimiento de las moléculas del colorante; asimismo, en el sistema de SBR el pH se mantiene en un valor promedio entre 7.37 y 7.44, lo que representa que aún cuando el pH entrante al sistema de SBR es bajo, el sistema es capaz de amortiguar esta baja en el pH y mantener un balance dentro del sistema para llevar a cabo su actividad microbiana dentro del rango normal.

En las Figuras A3.7 y A3.8 se puede observar el comportamiento del pH en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido – SBR durante las fases 1 y 2 de operación del sistema.

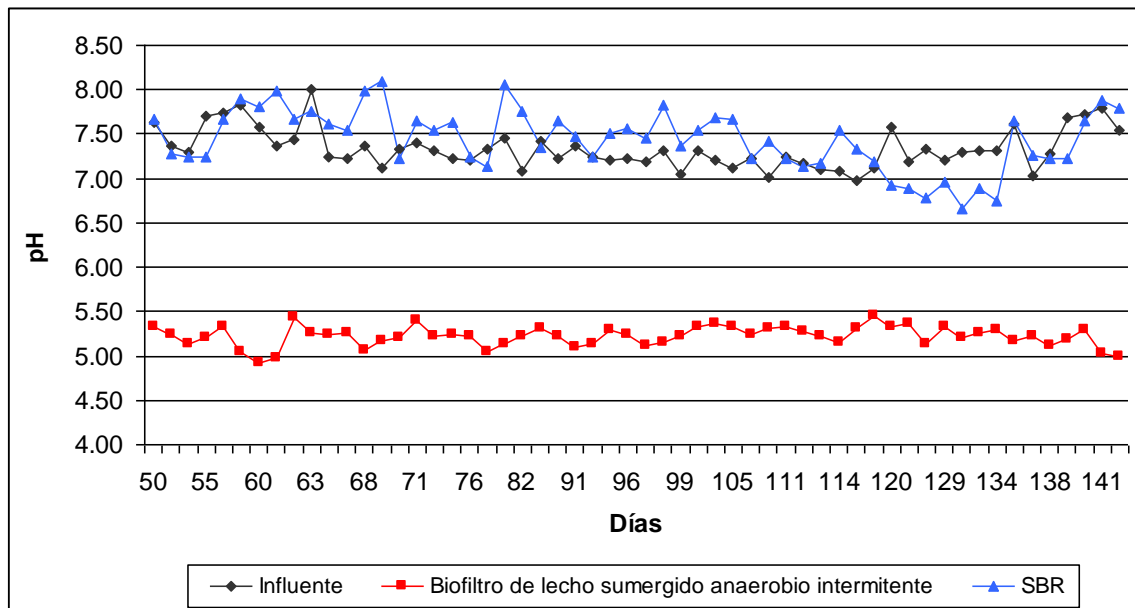


Figura A3.7. Comportamiento del pH en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

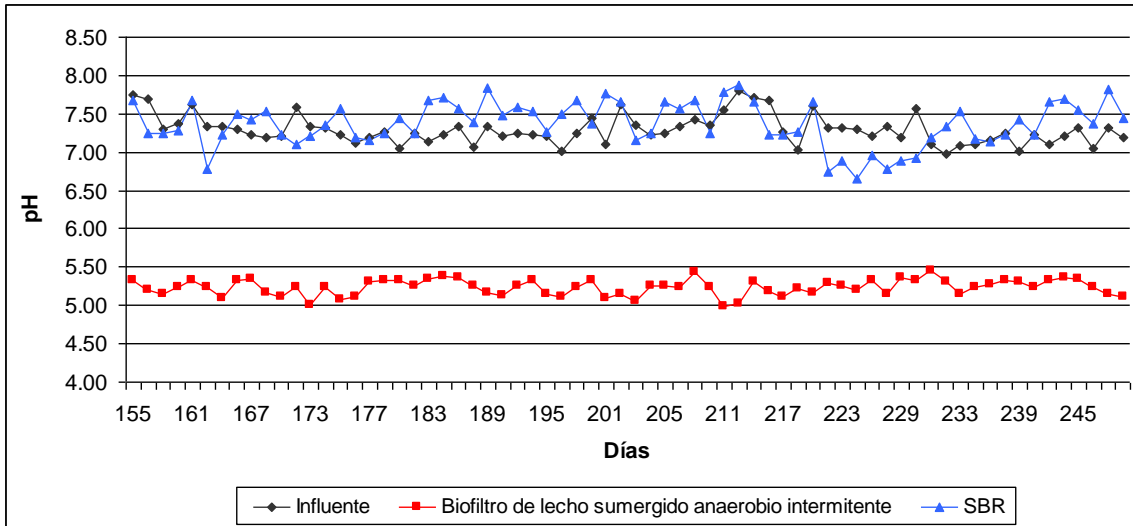


Figura A3.8. Comportamiento del pH en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

1.3 Conductividad eléctrica.

La conductividad de una solución es una medida de su capacidad para transportar la corriente eléctrica y varía con el tipo y número de iones que contiene la solución. (Sawyer *et al.*, 2001). Se monitoreó la conductividad en las tres fases de operación de los sistemas tanto de biofiltro anaerobio de lecho sumergido – SBR, como en el de biofiltro – humedales.

c) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En las Figuras A3.9 y A3.10 se observa el comportamiento de la conductividad en las fases 1 y 2, respectivamente, del sistema de biofiltro - humedales.

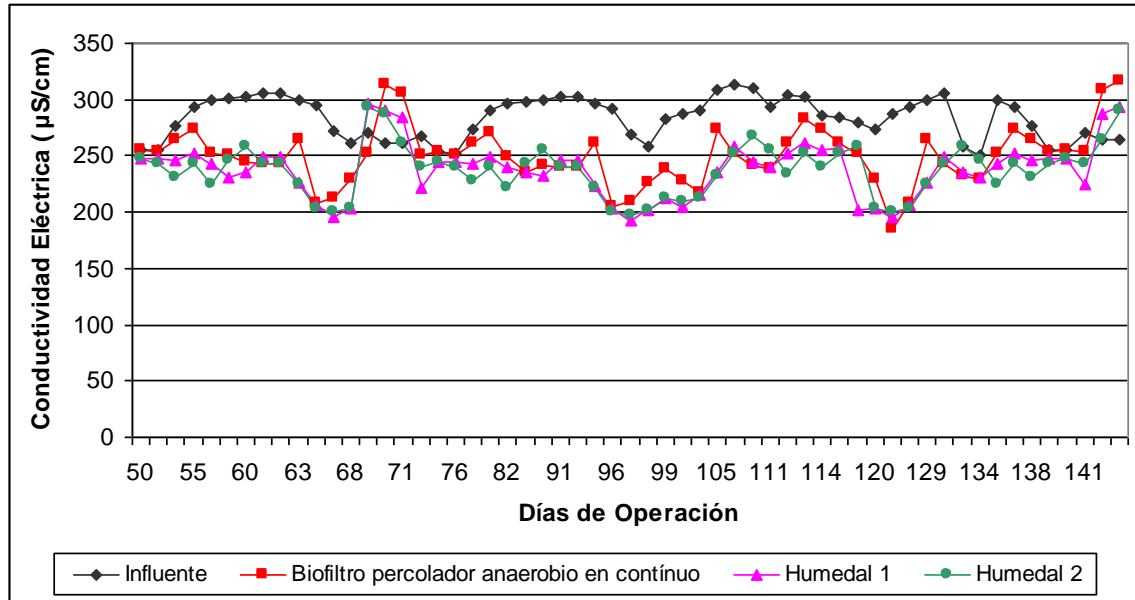


Figura A3.10. Comportamiento de la conductividad en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Los valores obtenidos promedio de la conductividad en el influente del sistema son de 582.79 $\mu\text{S/cm}$, de 515.73 $\mu\text{S/cm}$ a la salida del biofiltro percolador, del 492.63 $\mu\text{S/cm}$ en la primera celda y de 492.31 $\mu\text{S/cm}$ a la salida del sistema, teniendo los valores más altos en las celdas de los humedales artificiales, sobre todo a la salida de la celda 2 que alcanza valores máximos debido a la mineralización.

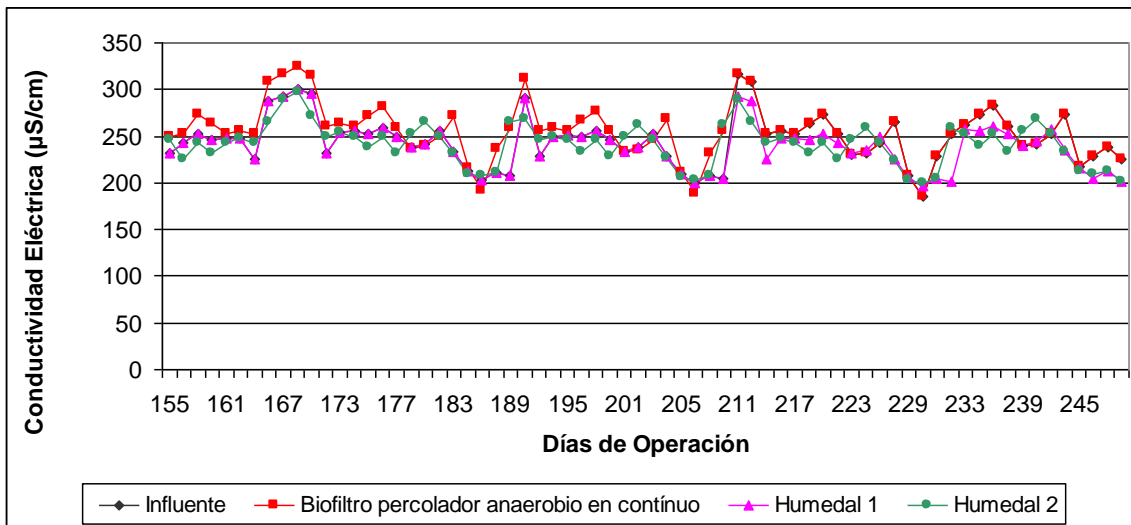


Figura A3.10. Comportamiento de la conductividad en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

d) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

En las Figuras A3.11 y A3.11 se observa el comportamiento de la conductividad en la fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR.

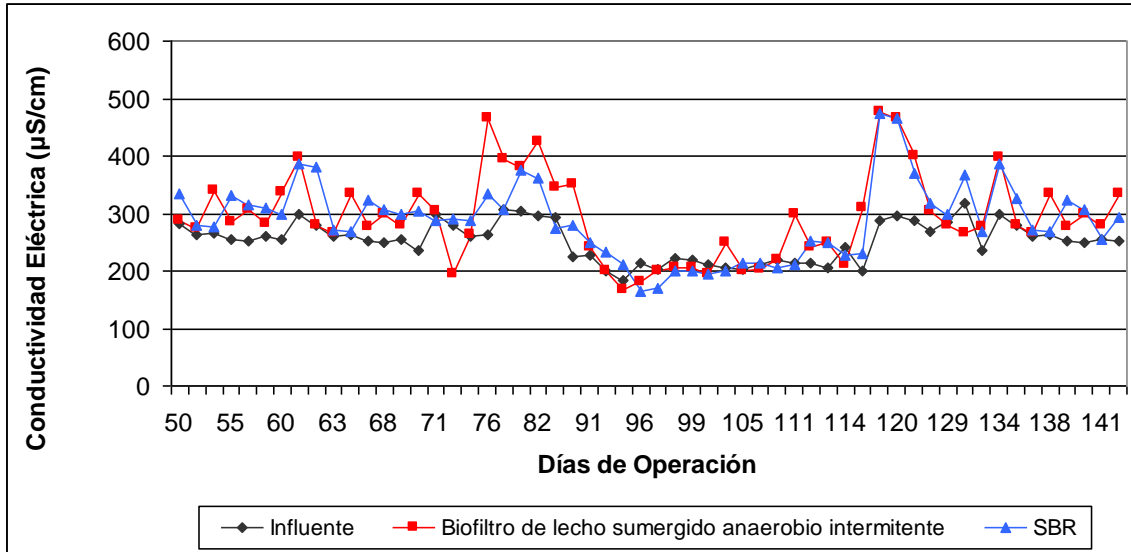


Figura A3.11. Comportamiento de la conductividad en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

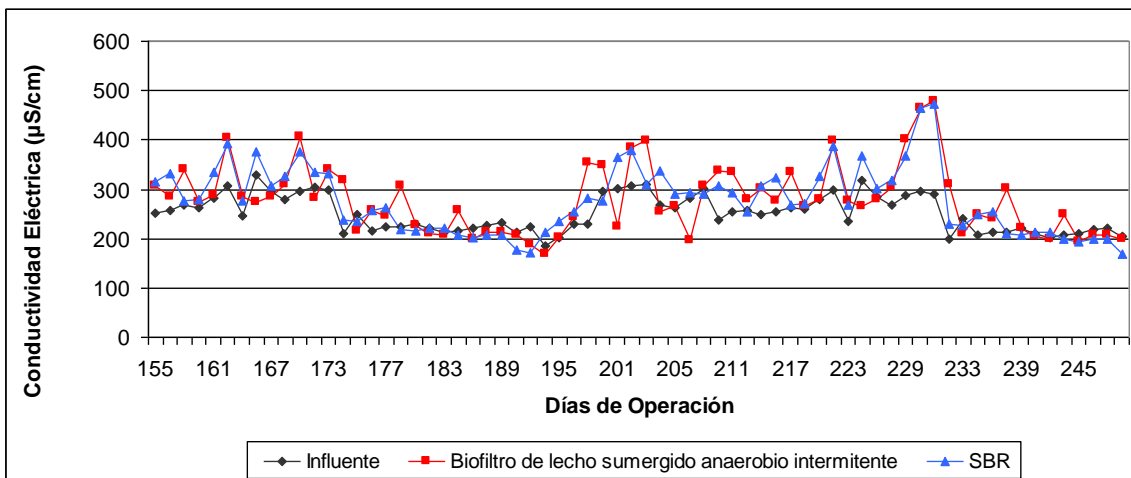


Figura A3.12. Comportamiento de la conductividad en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

1.4 Sólidos Disueltos Totales.

Los sólidos disueltos están constituidos principalmente por sales inorgánicas, pequeñas cantidades de materia orgánica y gases disueltos. (Sawyer *et al.*, 2001). Al igual que la conductividad, se monitorearon diariamente los sólidos disueltos totales en ambos sistemas durante las tres etapas de operación: fase de aclimatación, fase 1, con un caudal de 200 l/día y la fase 2 con 250 l/día.

c) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En las Figuras A3.13 y A3.14 se observa el comportamiento de los Sólidos Disueltos Totales en la fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro - humedales.

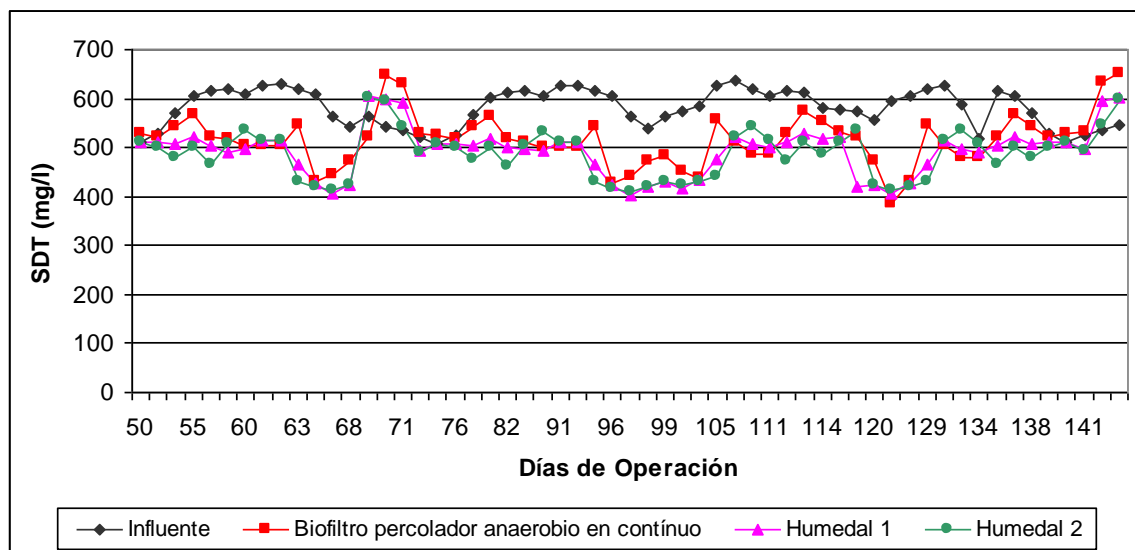


Figura A3.13. Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

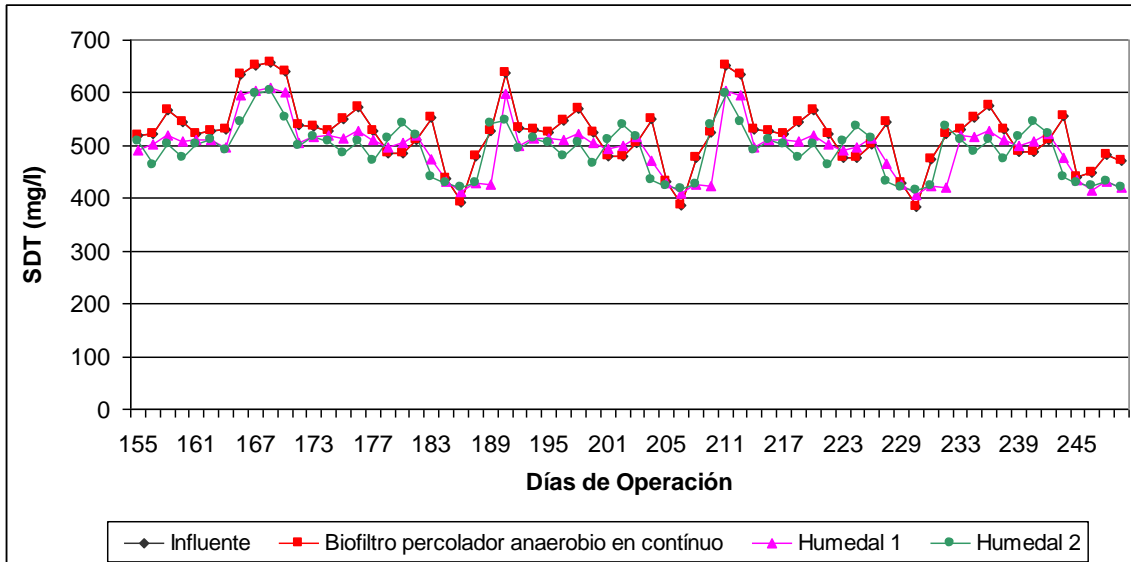


Figura A3.14. Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

d) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

En las Figuras A3.15 y A3.16 se observa el comportamiento de los Sólidos Disueltos Totales en la fase 1 y fase 2, respectivamente, del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR.

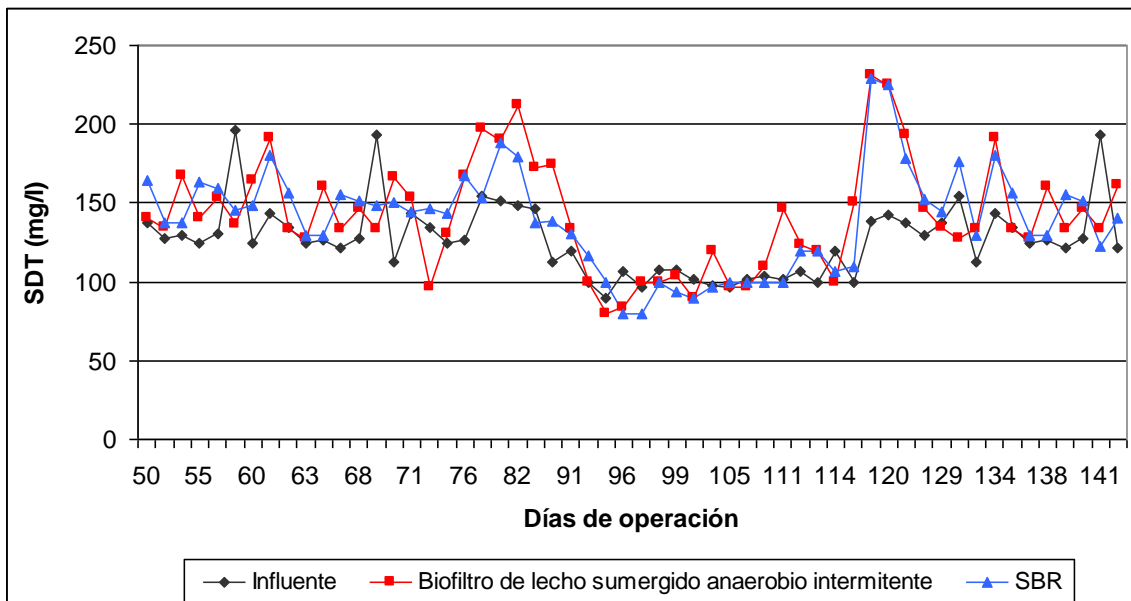


Figura A3.15. Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

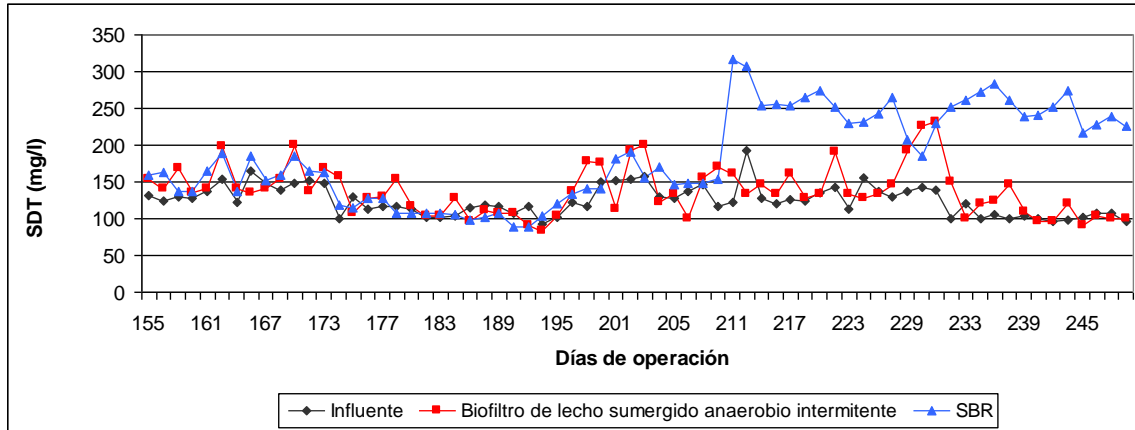


Figura A3.16. Comportamiento de los sólidos disueltos totales en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

2 COLOR.

El color es uno de los parámetros fundamentales para evaluar el comportamiento de los sistemas enfocados a la remoción de compuestos azoicos disueltos en el agua residual de la industria de síntesis de colorantes azo. A continuación se presentan los resultados obtenidos de las dos fases de operación de ambos sistemas de tratamiento.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase 1 el sistema se alimentó con una concentración de color promedio de 114 mg/L con valores entre 56 y 172 mg/L; asimismo, el biofiltro percolador presenta un porcentaje de reducción de la concentración del color del influente del 77%, con valores entre 7 y 41 mg/L, mientras que el humedal 1 presenta un porcentaje de reducción del 17% con valores que oscilan entre 7 y 34 mg/L, y en el humedal 2 el porcentaje promedio es del 35% con valores ente 7 y 22 mg/L en el efluente, lo que representa una reducción de la concentración total del color de hasta el 85% con respecto al influente (Figuras A3.17 y A3.18).

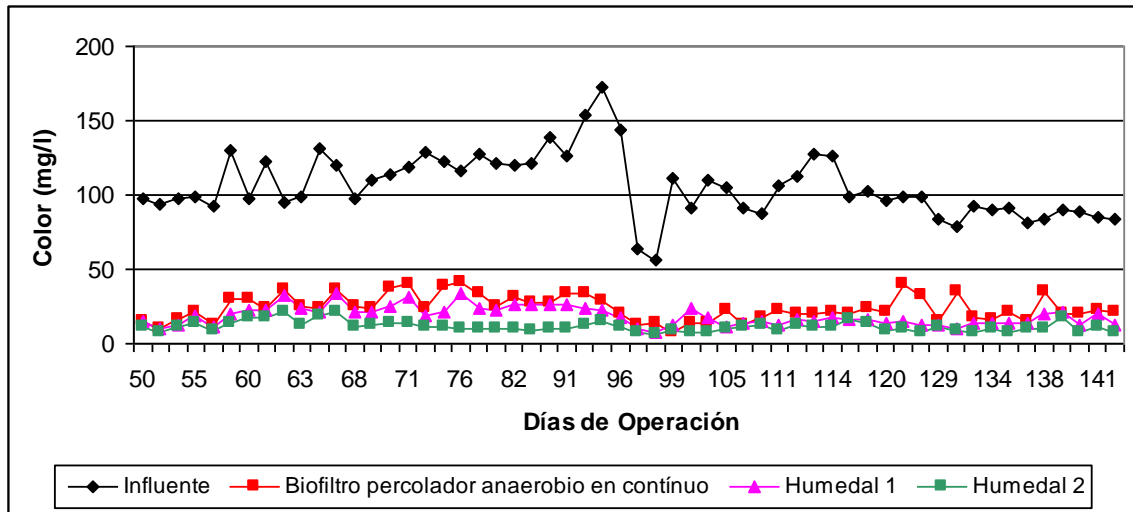


Figura A3.17. Comportamiento de la concentración de color en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

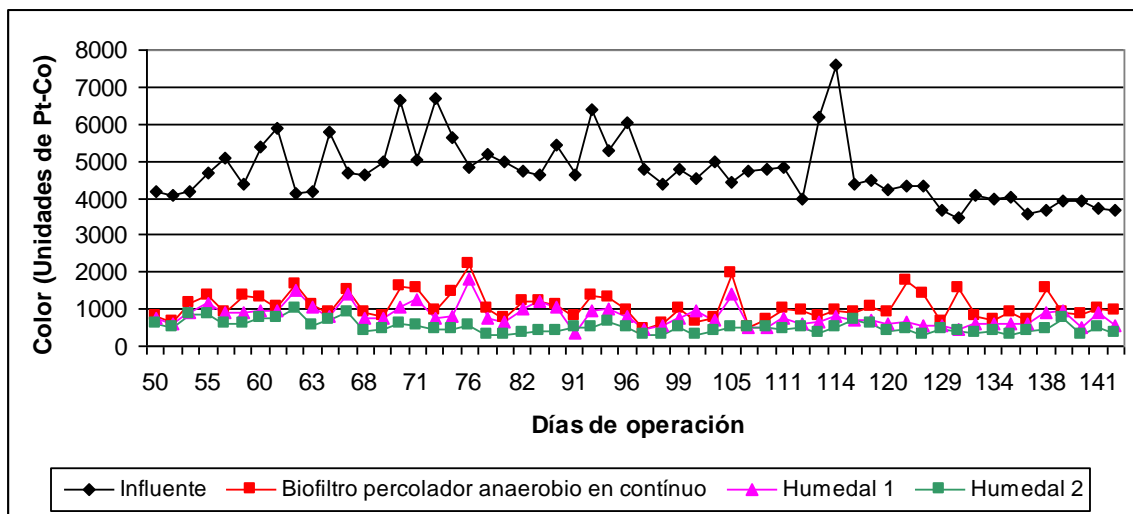


Figura A3.18. Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En la figura A3.19 se puede visualizar la reducción del color tanto en el proceso de biofiltración, el cual presenta una coloración café claro, y posteriormente el efluente después del proceso de humedales, presenta una intensidad de color menor casi transparente. Asimismo se observa una clara descomposición del color del influente comparado con el efluente después del humedal 2.



Figura A3.19. Color aparente en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase 2 del proceso de biofiltración – humedales, el sistema se alimentó con una concentración de color promedio de 105 mg/L con valores entre 79 y 139 mg/L; asimismo, el biofiltro presenta un porcentaje de reducción del influente del 75%, con valores entre 11 y 42 mg/L, mientras que el humedal 1 presenta un porcentaje de reducción del 32% con valores que oscilan entre 10 y 27 mg/L; el humedal 2, como proceso final, muestra una eficiencia de hasta el 39% con en el efluente con respecto al humedal 1 con valores entre los 7 y 18 mg/L, lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 90% del color con respecto al influente (Figuras A3.20 y A3.21). Al igual que en el proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente – SBR, en esta fase, al aumentar el caudal de alimentación en el sistema de 200 L/día a 250 L/día, fue necesario adicionar 2.5% de agua residual para aumentar la concentración de nutrientes disueltos en el agua, adicionales a la concentración de compuestos agregados para la preparación del agua sintética, para aumentar la eficiencia del biofiltro.

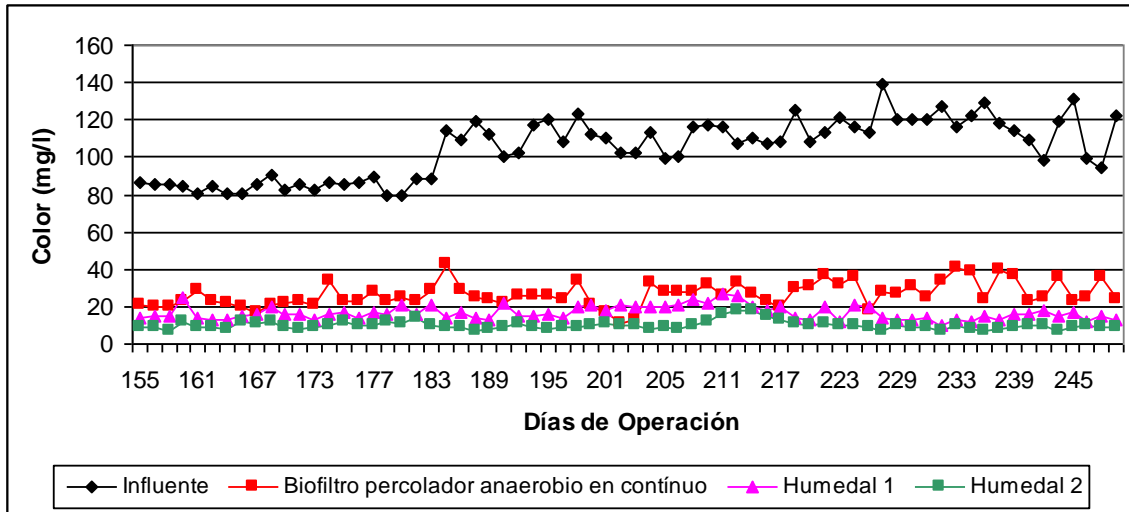


Figura A3.20. Comportamiento de la concentración de color en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

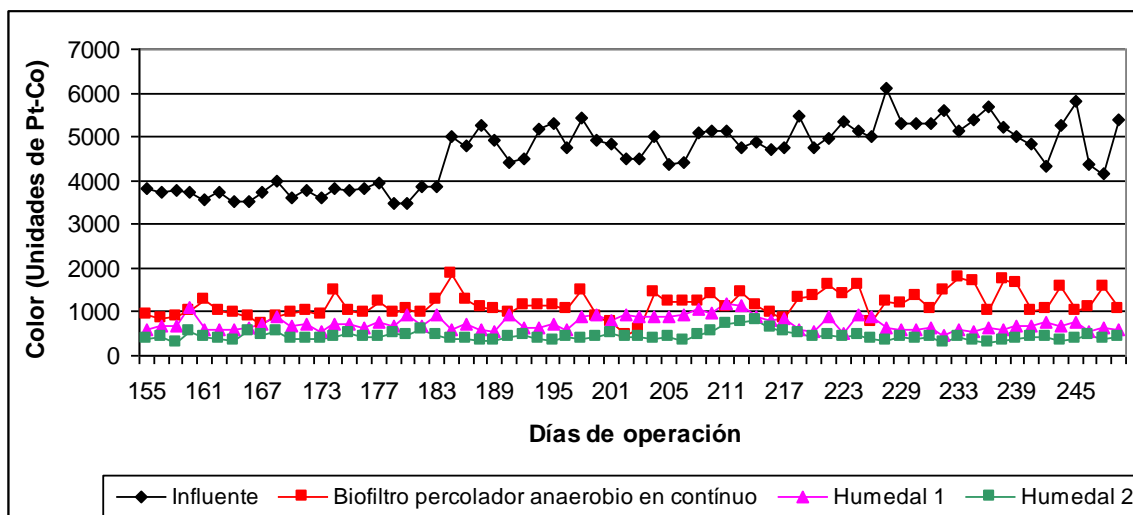


Figura A3.21. Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

En la figura A3.22 al igual que en la fase 1, durante la fase 2 del proceso se puede observar la reducción del color tanto en el proceso de biofiltración, el cual presenta una coloración café claro, y posteriormente el efluente después del proceso humedales, presenta una intensidad de color menor casi transparente. Asimismo se observa una clara descomposición del color del influente comparado con el efluente después del humedal 2.



Figura A3.22. Color aparente en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Durante la fase 1 el sistema operó durante 78 días, del 07 de septiembre al 21 de diciembre de 2007, y se alimentó con una concentración de color promedio de 111 mg/L con valores entre 88 y 139 mg/L; asimismo, el biofiltro anaerobio de lecho sumergido presenta un porcentaje de reducción del influente del 76%, con valores entre 11 y 43 mg/L, mientras que el proceso SBR presenta un porcentaje de reducción de 28% con valores que oscilan entre 10 y 30 mg/L en el efluente, lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 85% del color del influente (Figuras A3.23 y A3.24).

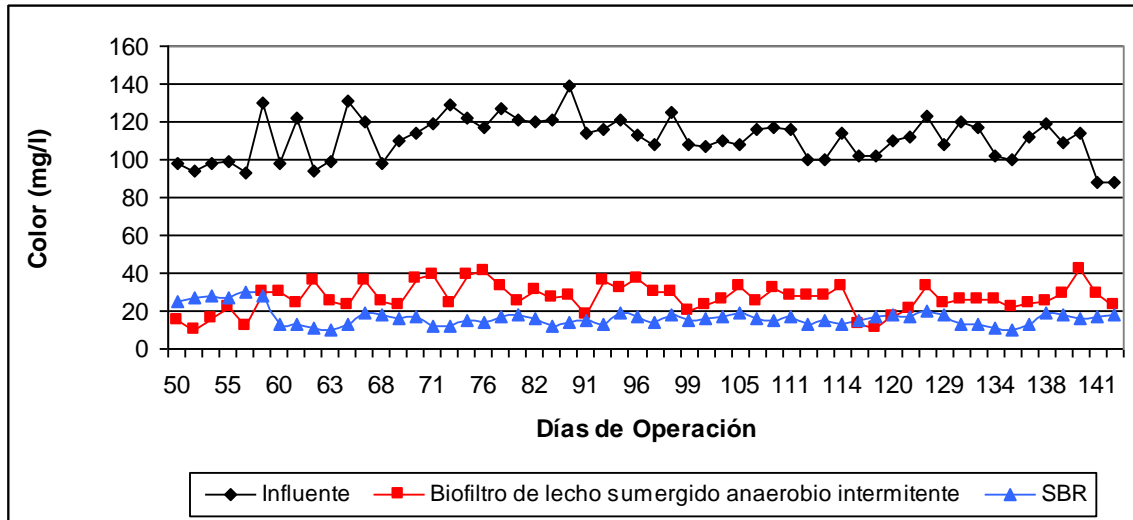


Figura A3.23. Comportamiento de la concentración de color en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

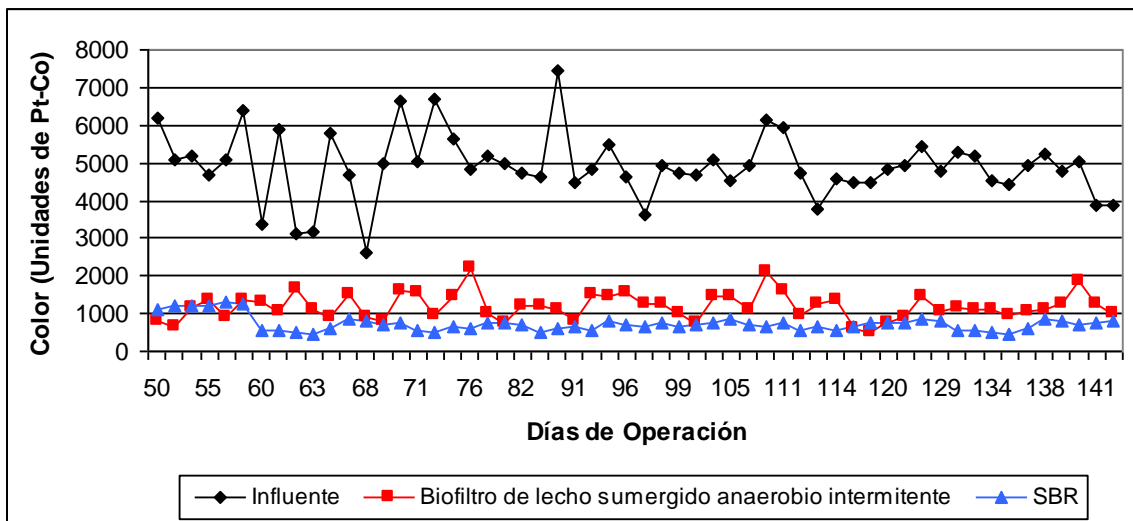


Figura A3.24. Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

En la figura A3.25 se puede observar la reducción del color en los efluentes tanto en el biofiltro anaerobio de lecho sumergido, el cual presenta una coloración violeta, y posteriormente el efluente después del proceso SBR, presenta una intensidad de color menor.



Figura A3.25. Color aparente en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Durante la fase 2 del proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente – SBR, el sistema operó durante 78 días, del 03 de enero al 07 de abril de 2008, y se alimentó con una concentración de color promedio de 95 mg/L con valores entre 79 y 115 mg/L; asimismo, el proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido presenta un porcentaje de reducción del influente del 71%, con valores entre 15 y 60 mg/L, mientras que el proceso de SBR presenta un porcentaje de reducción de 41% con valores que oscilan entre 8 y 31 mg/L en el efluente, lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 84% del color en el influente (Figuras A3.26 y A3.27). En esta fase del proceso, al aumentar el caudal de alimentación en el sistema de 200 L/día a 250 L/día, la cantidad de lodos dentro del reactor SBR era insuficiente para llevar a cabo la reducción del color, por lo que fue necesario adicionar 2.5% de agua residual para aumentar la concentración de nutrientes disueltos en el agua, adicionales a la concentración de compuestos agregados para la preparación del agua sintética, para aumentar la eficiencia del sistema SBR.

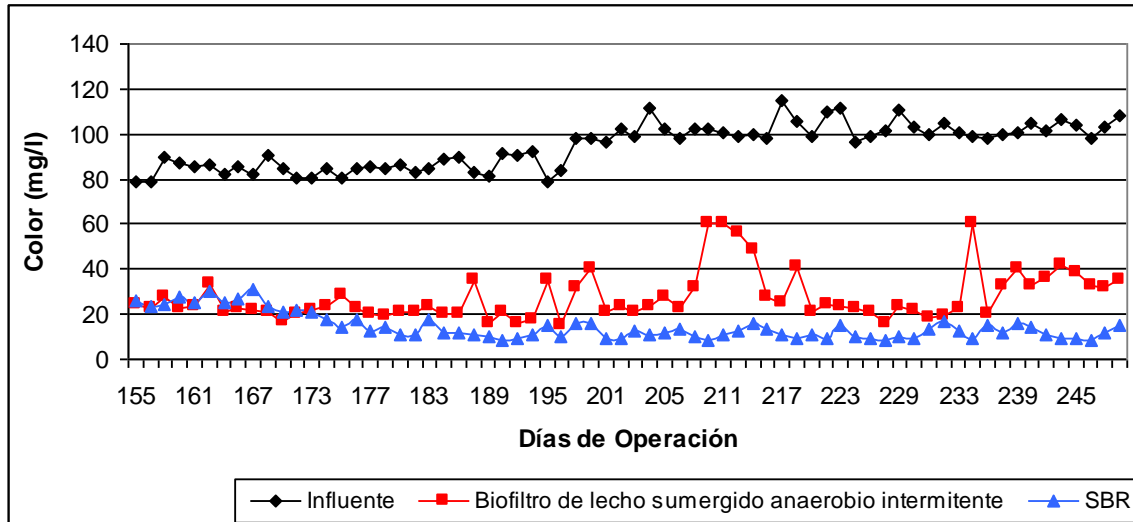


Figura A3.26. Comportamiento de la concentración de color en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

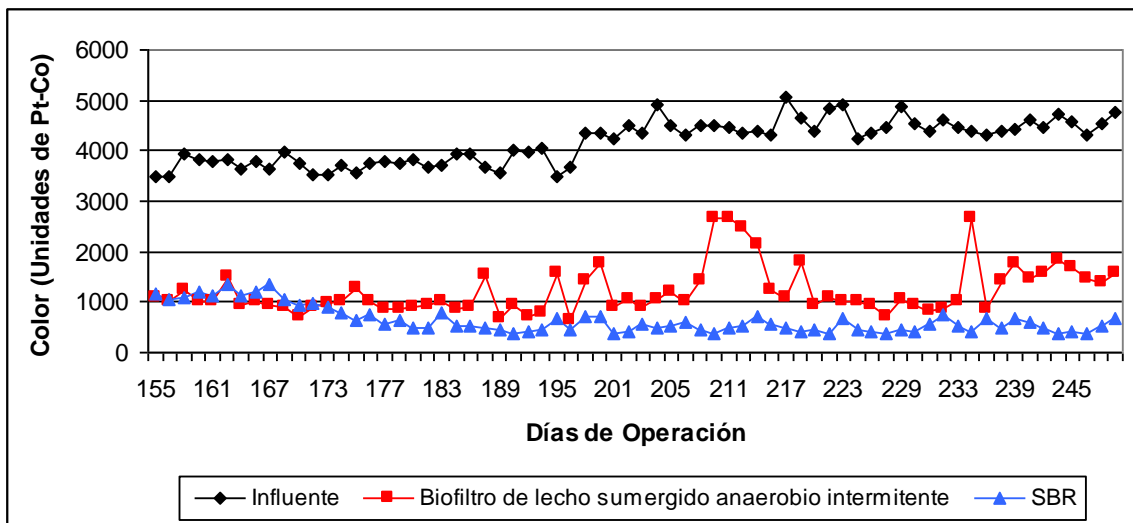


Figura A3.27. Comportamiento de la concentración de color en unidades de Platino - Cobalto durante la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

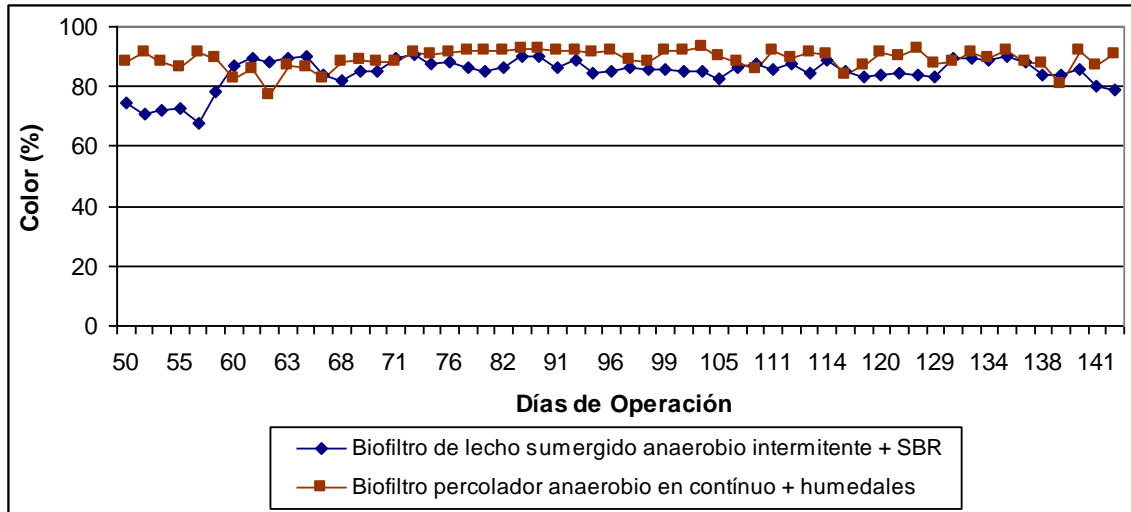
En la figura A3.28 se puede observar la evolución del color tanto en los efluentes del biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente, el cual presenta una coloración violeta, y posteriormente el efluente después del proceso SBR, presenta una intensidad de color menor. Asimismo se observa una clara reducción del color del influente comparado con el efluente de SBR.



Figura A3.28. Color aparente en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

c) Comparación de los sistemas

En las Figuras A3.29 y A3.30 se puede observar el comportamiento del porcentaje de remoción del color en las fases 1 y 2 de los sistemas de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal.



A3.29. Comparación del porcentaje de remoción del color entre el proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 1 de tratamiento

Durante la fase 1 del tratamiento (200 L/día) se obtuvieron reducciones de color de hasta el 89% en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal, mientras que el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente y SBR se obtuvo un porcentaje de reducción del color del 85%, con respecto al influente.

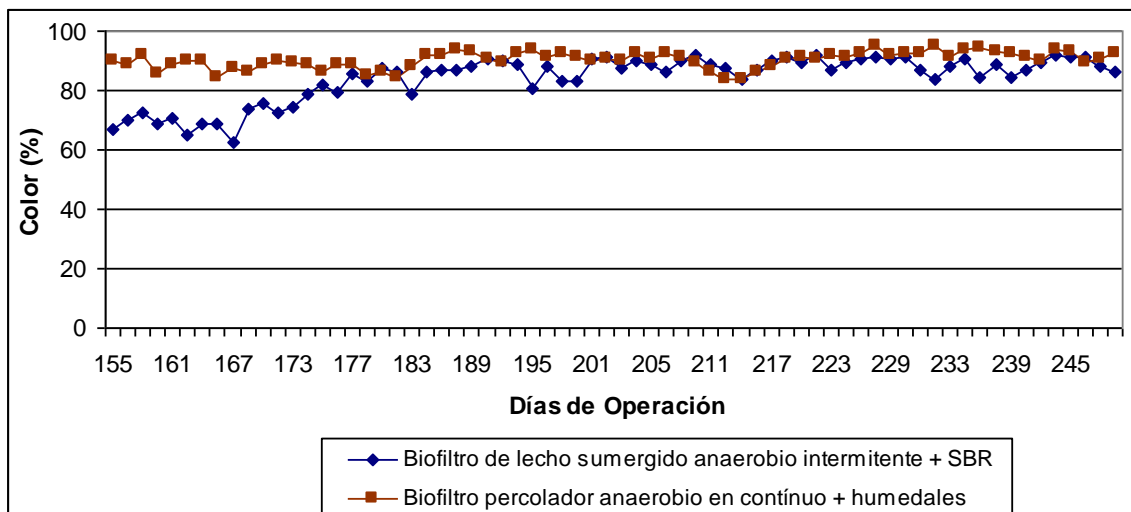


Figura A3.30. Comparación del porcentaje de remoción del color entre el proceso de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 2 de tratamiento

En cambio, en la fase 2 del tratamiento (250 L/día) se obtuvieron reducciones de color de hasta el 90% en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal, mientras que el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente y SBR se obtuvo un porcentaje de reducción del color del 84%, con respecto al influente.

3 DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO.

La demanda química de oxígeno (DQO) es un parámetro que mide la cantidad de materia orgánica susceptible de ser oxidada por medios químicos que hay en una muestra líquida. Se utiliza para medir el grado de contaminación y se expresa en mg O₂/Litro.

a) Sistema biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase 1 el sistema operó durante 78 días, del 07 de septiembre al 21 de diciembre de 2007, y se alimentó con una concentración de DQO promedio de 823 mg/L con valores entre 720 y 893 mg/L; asimismo, el efluente del biofiltro presenta una reducción del 66%, con valores entre 78 y 379 mg/L, mientras que el humedal 1 presenta reducción de 52% con valores que oscilan entre 43 y 379 mg/L; asimismo, en lo que respecta al humedal 2, presenta una concentración promedio de 64 mg/L de DQO con valores entre 17 y 89 mg/L lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 92% de la DQO con respecto al influente (Figura A3.31).

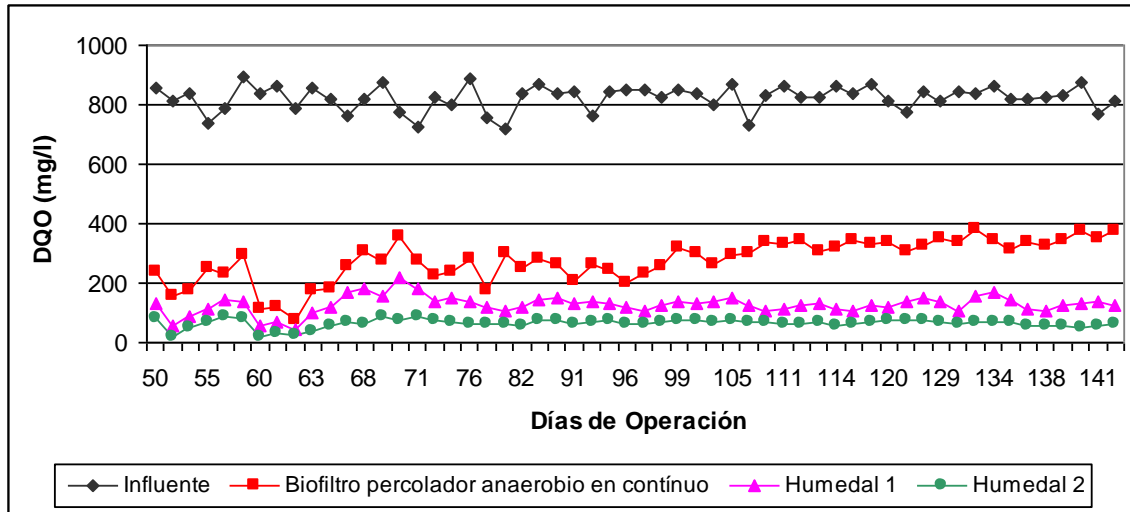


Figura A3.31. Comportamiento de la DQO en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

Durante la fase 2 del proceso de biofiltración – humedales, el sistema se alimentó con una concentración de DQO promedio de 803 mg/L con valores entre 659 y 873 mg/L; asimismo, el biofiltro presenta un porcentaje de reducción del influente del 59%, con valores entre 195 y 581 mg/L, mientras que el humedal 1 presenta un porcentaje de reducción del 48% con valores que oscilan entre 84 y 233 mg/L; el humedal 2, como proceso final, muestra una eficiencia de hasta el 62% con respecto al humedal 1 con valores entre los 16 y 199 mg/L, lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 93% de la DQO del influente (Figura A3.32). Al igual que en el proceso de biofiltro - SBR, en esta fase, al aumentar el caudal de alimentación en el sistema de 200 L/día a 250 L/día, la cantidad de cosustrato era insuficiente para llevar a cabo la reducción de la DQO, por lo que fue necesario adicionar 2.5% de agua residual para aumentar la concentración de nutrientes disueltos en el agua, adicionales a la concentración de compuestos agregados para la preparación del agua sintética, para aumentar la eficiencia del sistema.

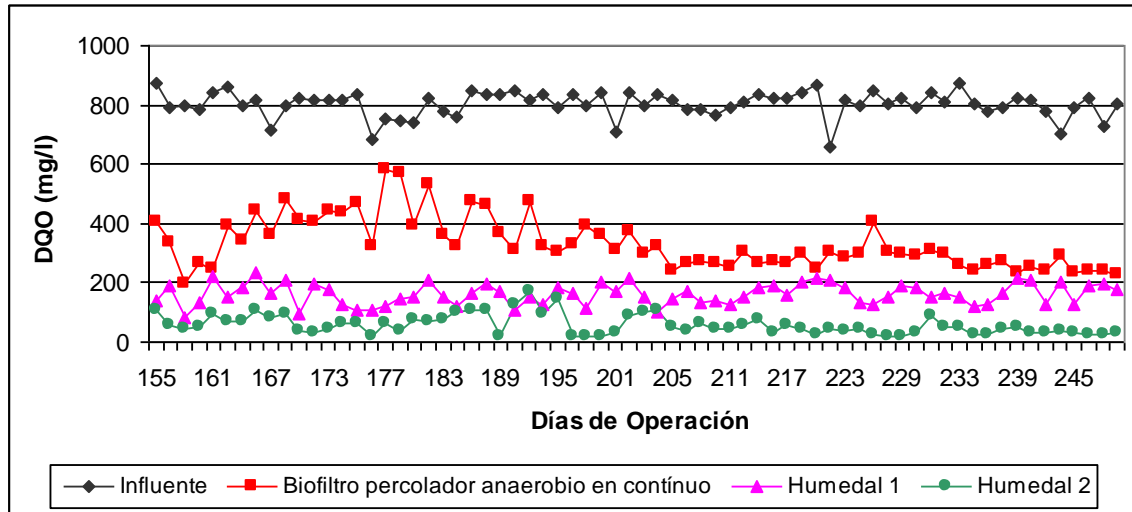


Figura A3.32. Comportamiento de la DQO en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal

b) Sistema biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Al igual que en la etapa de aclimatación, durante la fase 1 el sistema operó durante 78 días, del 07 de septiembre al 21 de diciembre de 2007, y se alimentó con una concentración de DQO promedio de 831 mg/L con valores entre 729 y 999 mg/L; asimismo, el biofiltro anaerobio de lecho sumergido presenta un porcentaje de reducción del influente del 42%, con valores entre 439 y 534 mg/L, mientras que el proceso SBR presenta un porcentaje de reducción de 54% con valores que oscilan entre 129 y 388 mg/L en el efluente, lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 73% del color del influente (Figura A3.33).

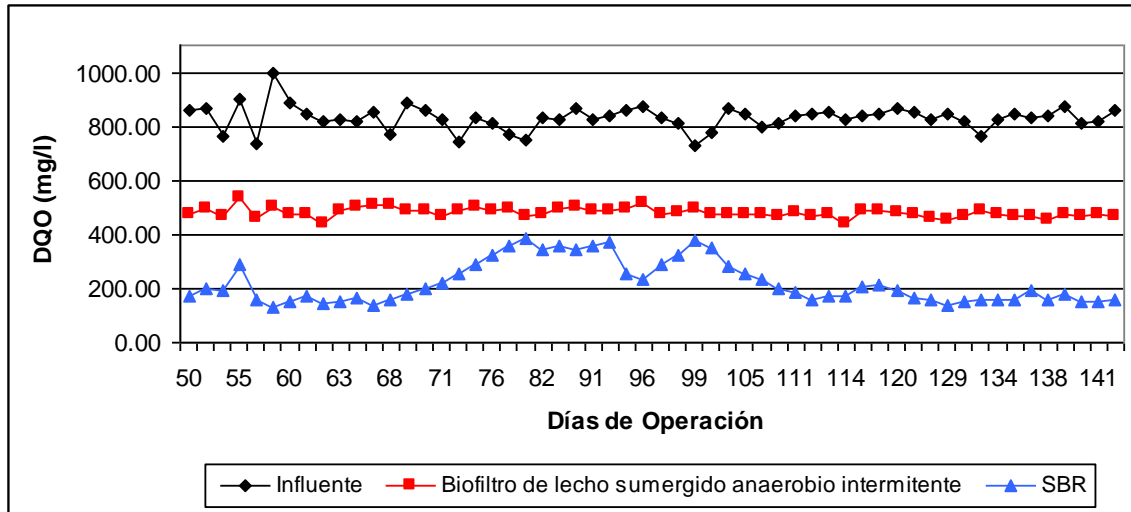


Figura A3.33. Comportamiento de la DQO en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR

Durante la fase 2 del proceso de biofiltración - SBR, el sistema operó durante 78 días, del 03 de enero al 07 de abril de 2008, y se alimentó con una concentración de DQO promedio de 829 mg/L con valores entre 729 y 998 mg/L; asimismo, el biofiltro de lecho sumergido presenta un porcentaje de reducción de la DQO con respecto al influente del 43%, con valores entre 376 y 534 mg/L, mientras que el proceso SBR presenta una reducción de 59% con valores que oscilan entre 63 y 291 mg/L en el efluente, lo que representa una reducción de la concentración total de hasta el 77% del color en el influente (Figura A3.34).

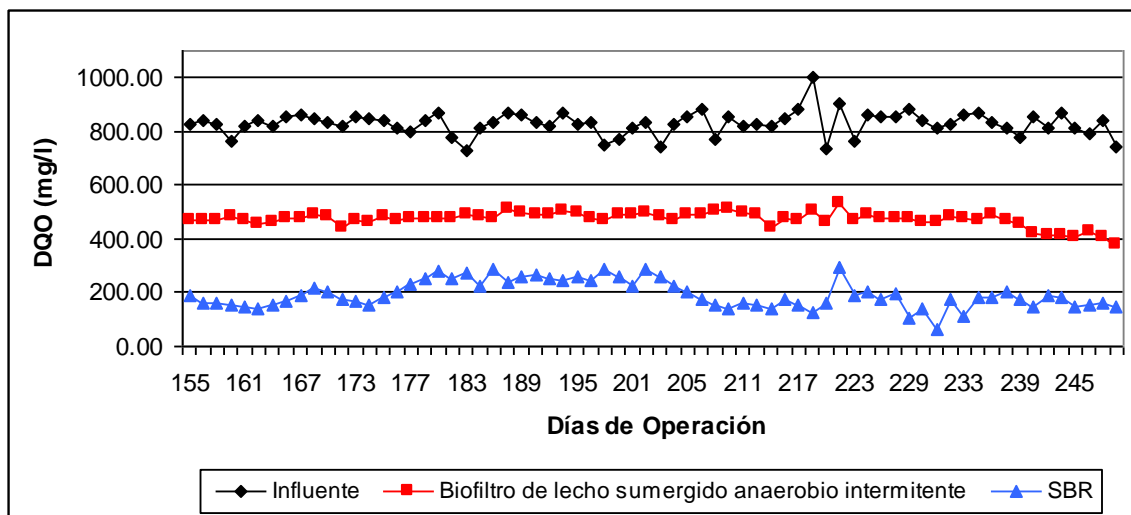


Figura A3.34. Comportamiento de la DQO en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido - SBR

c) Comparación de los sistemas de tratamiento

En las Figuras A3.35 y A3.36 se puede observar el comportamiento del porcentaje de remoción de la DQO en las fases 1 y 2 de los tratamientos de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en secuencia y SBR y el de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal.

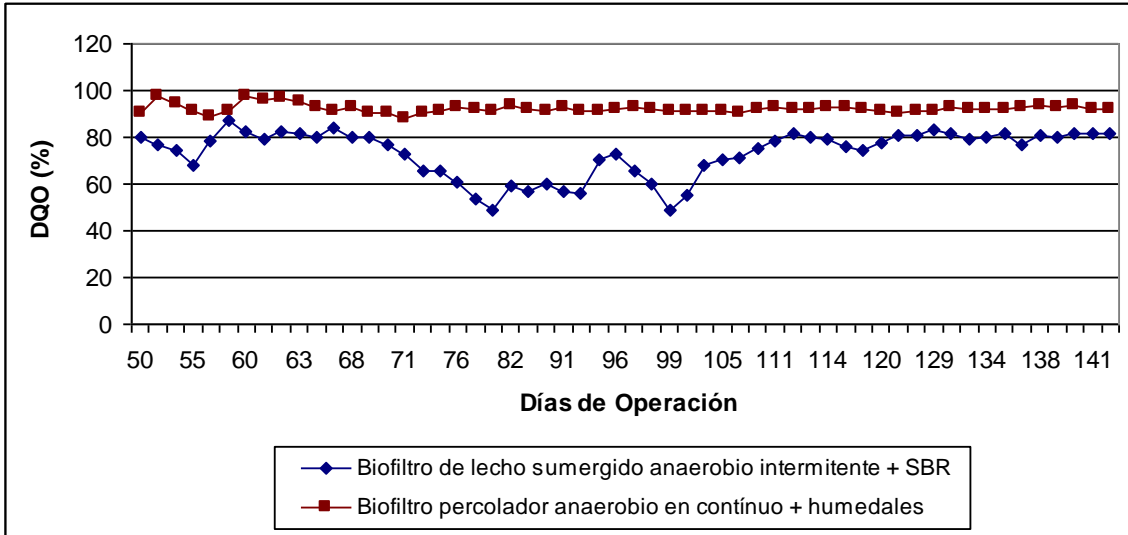


Figura A3.35. Remoción de la DQO del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 1 de tratamiento

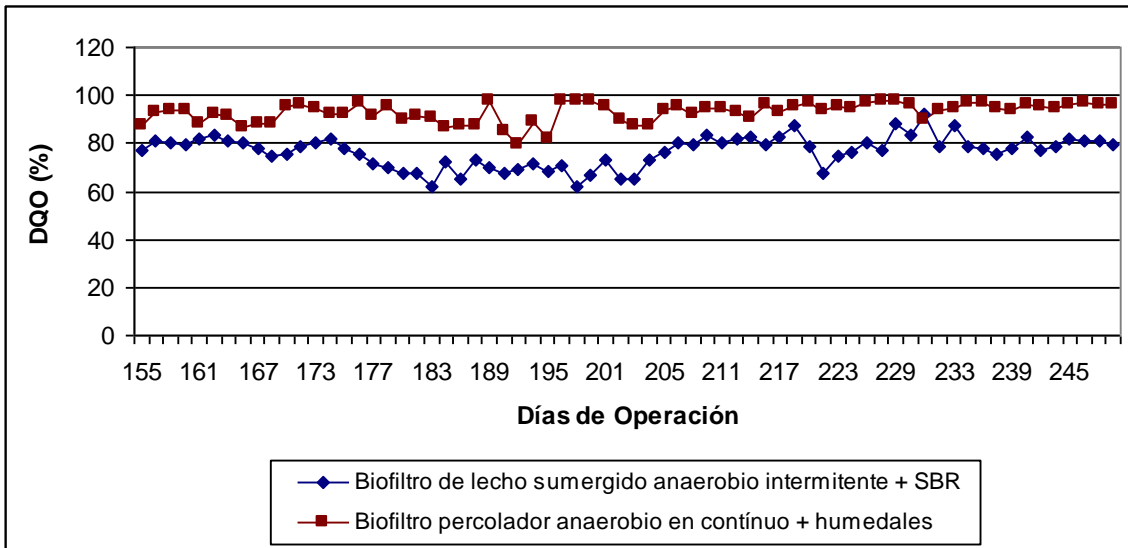


Figura A3.36. Remoción de la DQO del sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente y SBR y el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal durante la fase 2 de tratamiento

Durante la fase 1 del tratamiento (200 L/día) se obtuvieron reducciones de DQO del 92% en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia y humedal, mientras que el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido en intermitente y SBR se obtuvo un porcentaje de reducción de la DQO del 49%, con respecto al influente.

4 FORMAS DE NITRÓGENO.

4.1 Nitrógeno Amoniacal (N-NH₄)

El monitoreo del Nitrógeno Amoniacal se llevó a cabo semanalmente durante la fase 1 y fase 2 de operación del sistema, tanto de biofiltro anaerobio de lecho sumergido - SBR, como del sistema biofiltro percolador anaerobio – humedales.

El comportamiento del nitrógeno amoniacal en las fases 1 y 2 fueron similares, no se detectó gran concentración de Nitrógeno Amoniacal en el influente; sin embargo, durante la fase anaerobia se observa un aumento en la concentración atribuido a la descomposición de las moléculas de los colorantes. En el efluente se observa que disminuye con respecto a lo que se forma durante la etapa anaerobia, esto se debe a que durante el proceso de oxidación tanto en el SBR como en los humedales existe transformación del nitrógeno amoniacal en nitratos y nitritos.

En las Figuras A3.37, A3.38, A3.39 y A3.40 se observa el comportamiento del nitrógeno amoniacal en cada uno de los sistemas durante las dos fases de operación.

a) **Biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedales**

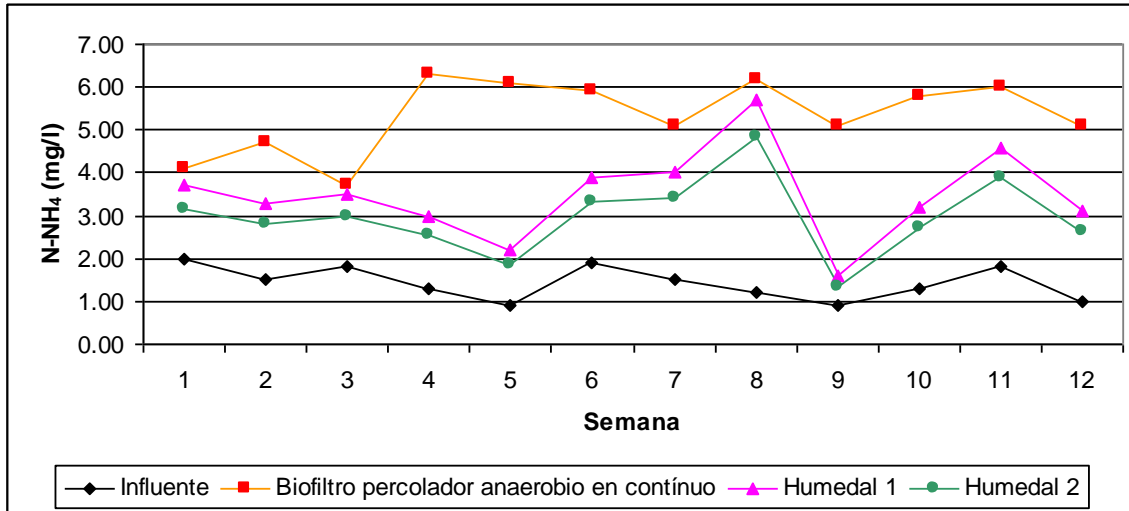


Figura A3.37. Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

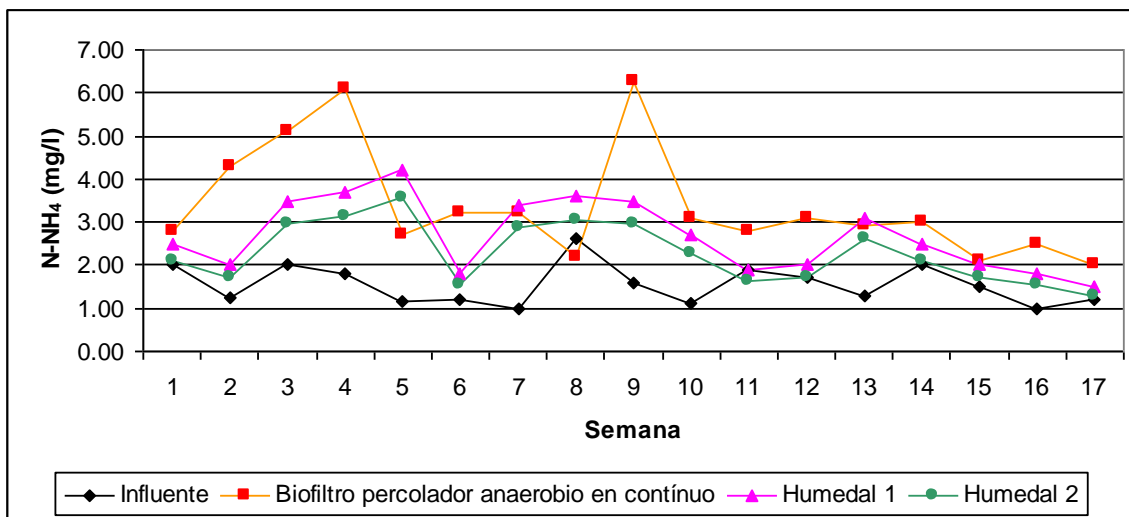


Figura A3.38. Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

b) Biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente – SBR

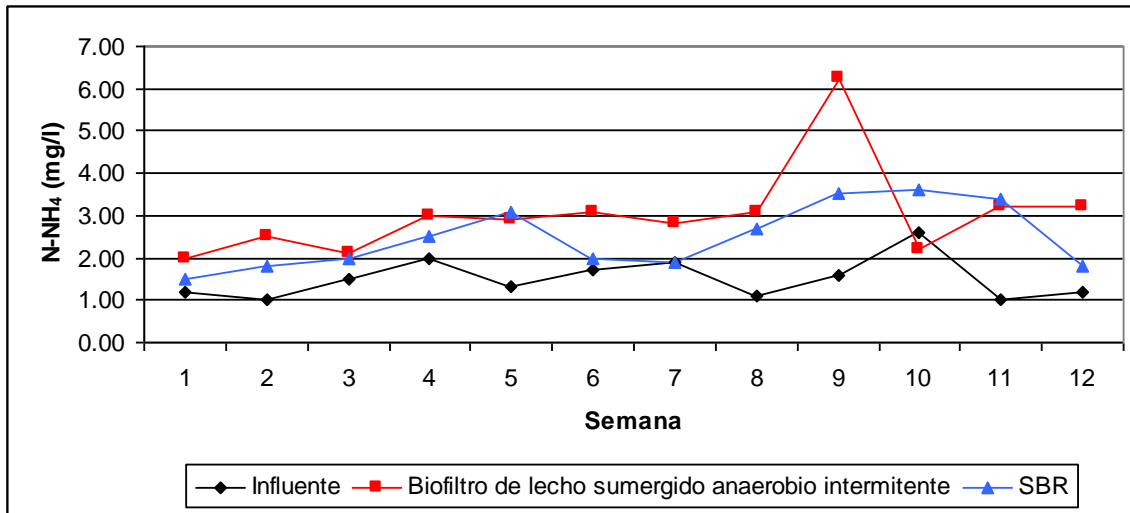


Figura A3.39. Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

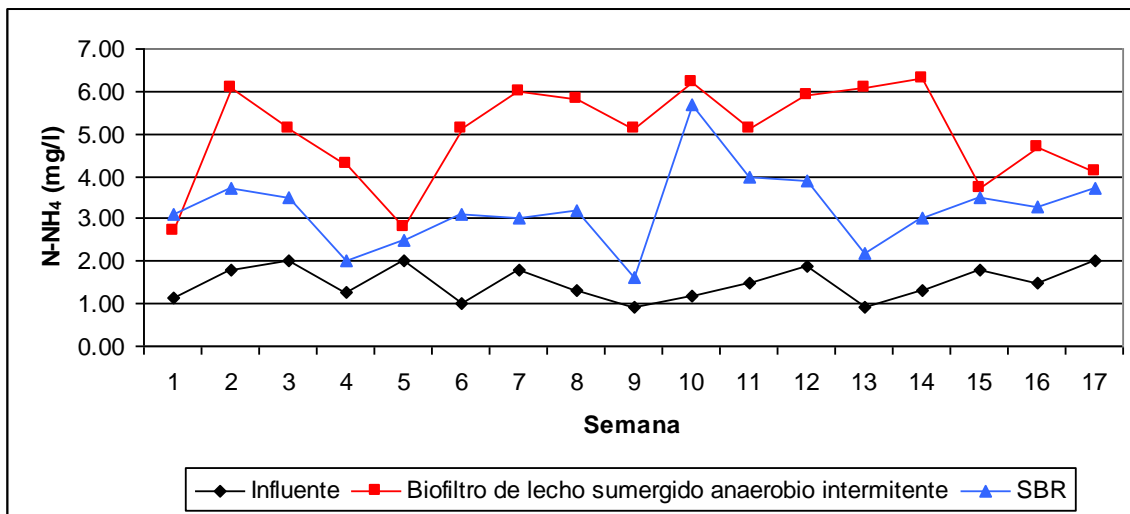


Figura A3.40. Comportamiento del Nitrógeno Amoniacal en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

4.2 Nitritos (N-NO₂)

El comportamiento de los nitritos se monitoreó semanalmente durante la fase 1 y fase 2 de operación del sistema, tanto de biofiltración – SBR, como el de biofiltro – humedales.

Las fases 1 y 2 se presentaron similares, no se detectó gran concentración de nitritos en el influente; sin embargo en el efluente se puede observar que aumenta la cantidad de nitritos, esto se debe a que durante el proceso de oxidación tanto en el reactor SBR como en los humedales existe transformación del nitrógeno proveniente de la descomposición de los colorantes.

En las Figuras A3.41, A3.42, A3.43 y A3.44 se observa el comportamiento de los nitritos en cada uno de los sistemas durante las dos fases de operación.

a) *Biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedal*

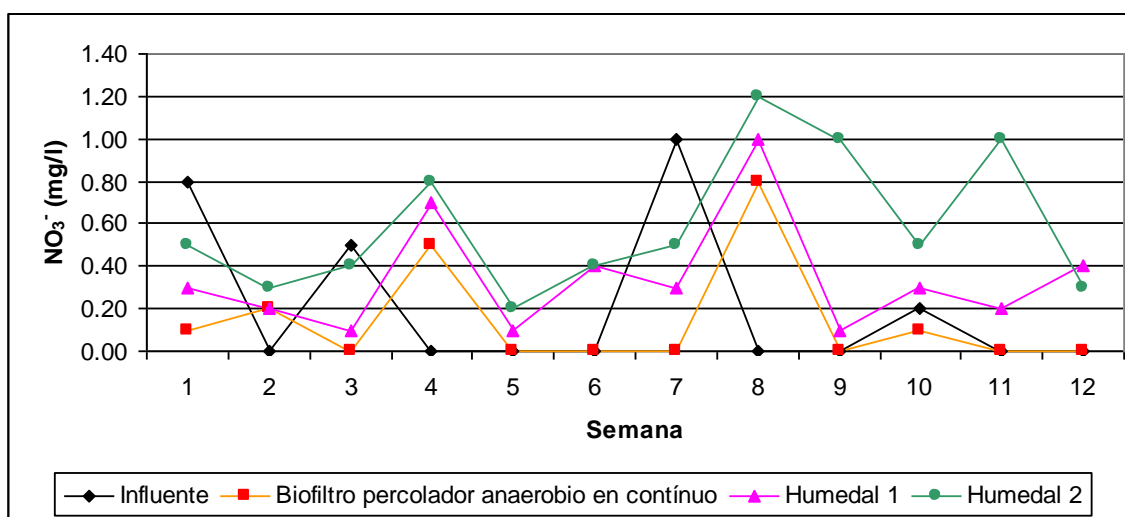


Figura A3.41. Comportamiento de los Nitritos en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

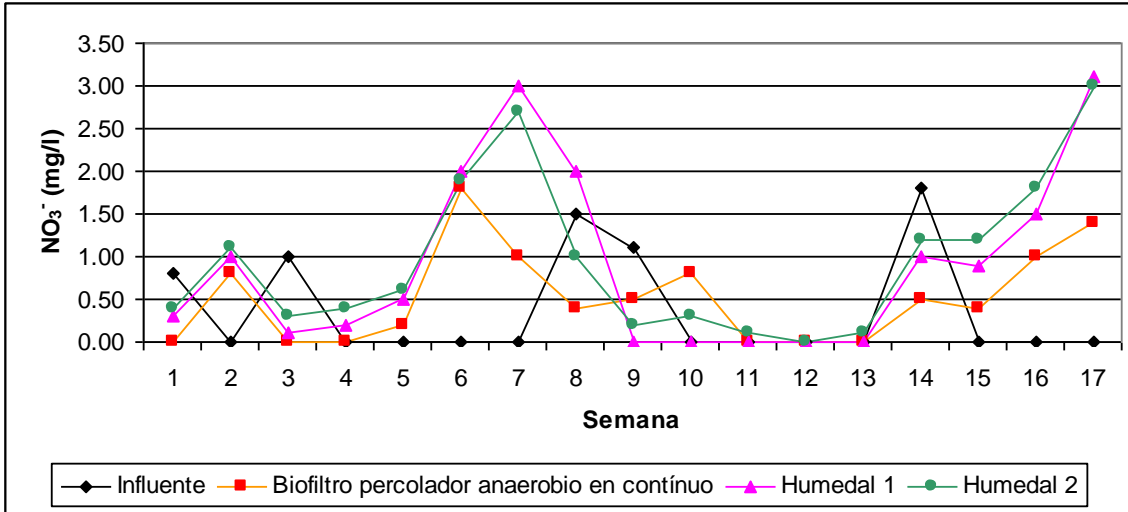


Figura A3.42. Comportamiento de los Nitritos en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

b) Biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente – SBR

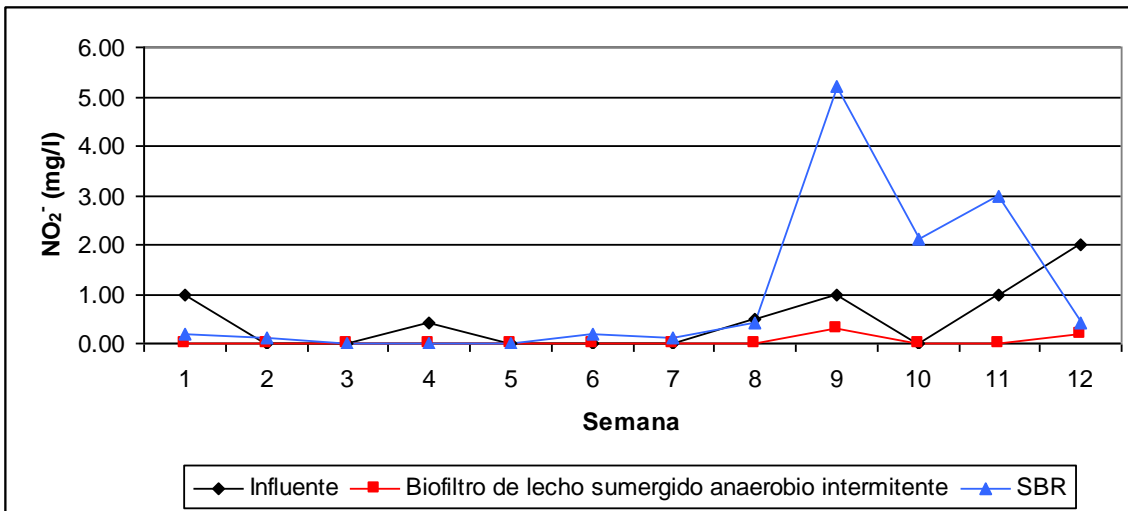


Figura A3.43. Comportamiento de los Nitritos en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

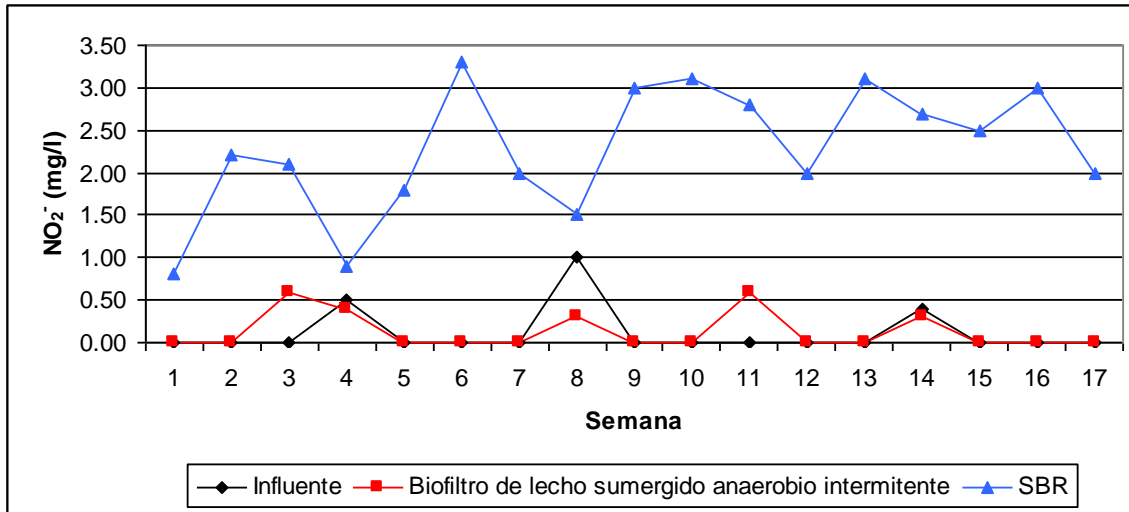


Figura A3.44. Comportamiento de los Nitritos en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

4.3 Nitratos (N-NO₃)

El monitoreo de los nitratos se llevó a cabo semanalmente durante la fase 1 y fase 2 de operación del sistema, tanto en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido – SBR, como en el de biofiltro percolador anaerobio – humedales.

El comportamiento de los nitratos en las fases 1 y 2 fueron similares, no se detectó gran concentración de nitratos en el influente; sin embargo en el efluente se puede observar que aumenta la cantidad de nitritos, esto se debe a que durante el proceso de oxidación tanto en el SBR como en los humedales existe transformación del nitrógeno proveniente de la descomposición de los colorantes.

En las Figuras A3.45, A3.46, A3.47 y A3.48 se observa el comportamiento de los nitratos en cada uno de los sistemas durante las dos fases de operación.

a) **Biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedal**

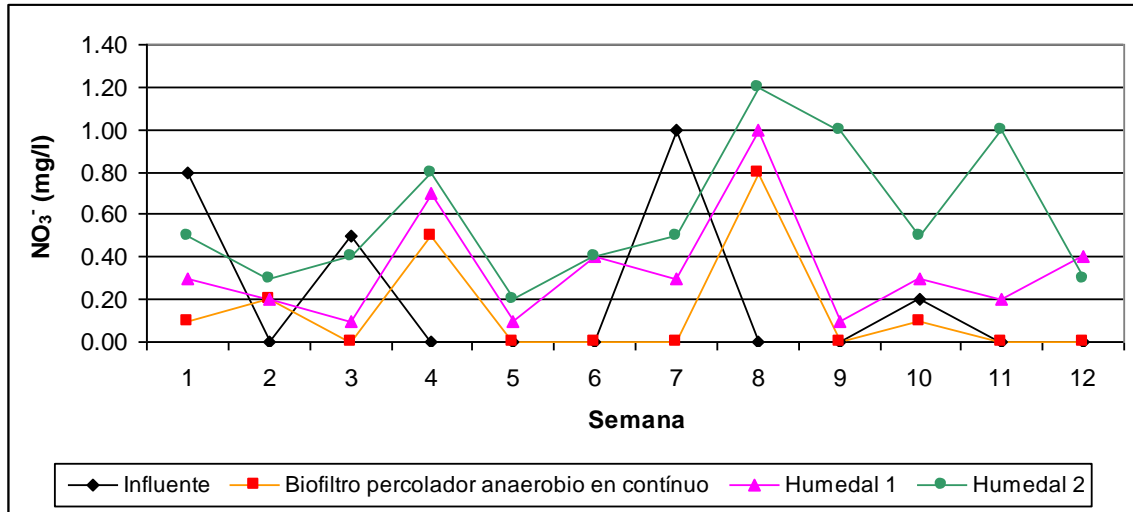


Figura A3.45. Comportamiento de los Nitratos en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

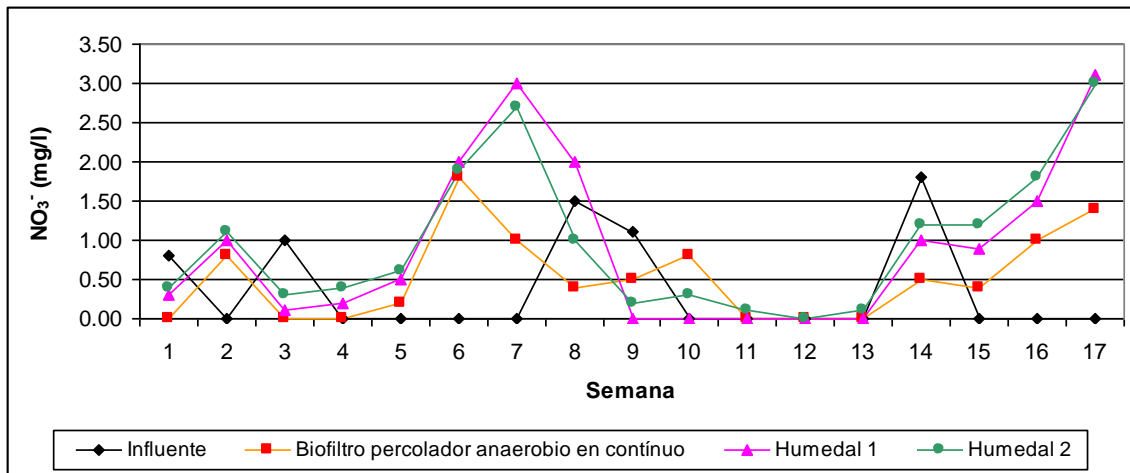


Figura A3.46. Comportamiento de los Nitratos en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

b) Biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente – SBR

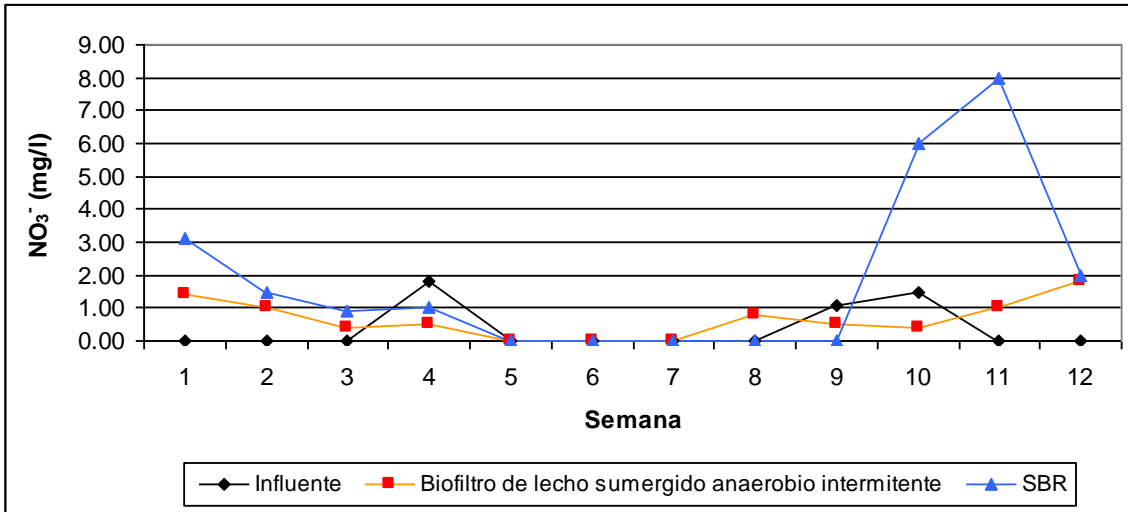


Figura A3.47. Comportamiento de los Nitratos en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

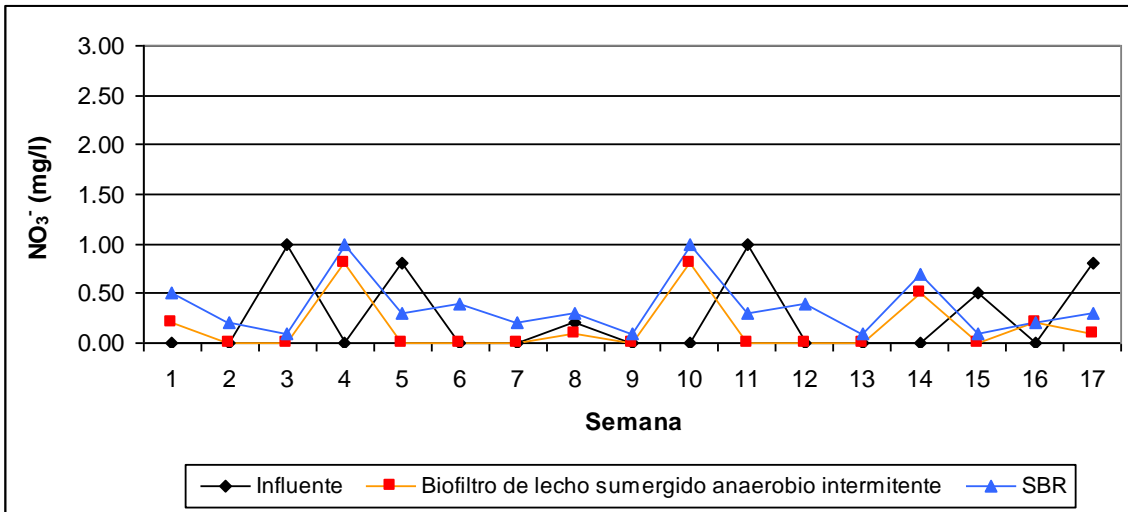


Figura A3.48. Comportamiento de los Nitratos en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

5 FÓSFORO COMO ORTOFOSFATOS.

Asimismo, fue necesario monitorear el fósforo para conocer si el sistema contaba con este nutriente, ya que los microorganismos lo necesitan para llevar a cabo sus funciones metabólicas. Se observó que no existe una reducción sustancial a lo largo de los dos sistemas, sin embargo, se encuentra presente para alimentación de microorganismos (Ver Figuras A3.49, A3.50, A3.51 y A3.52).

a) Biofiltro percolador anaerobio en secuencia – humedal

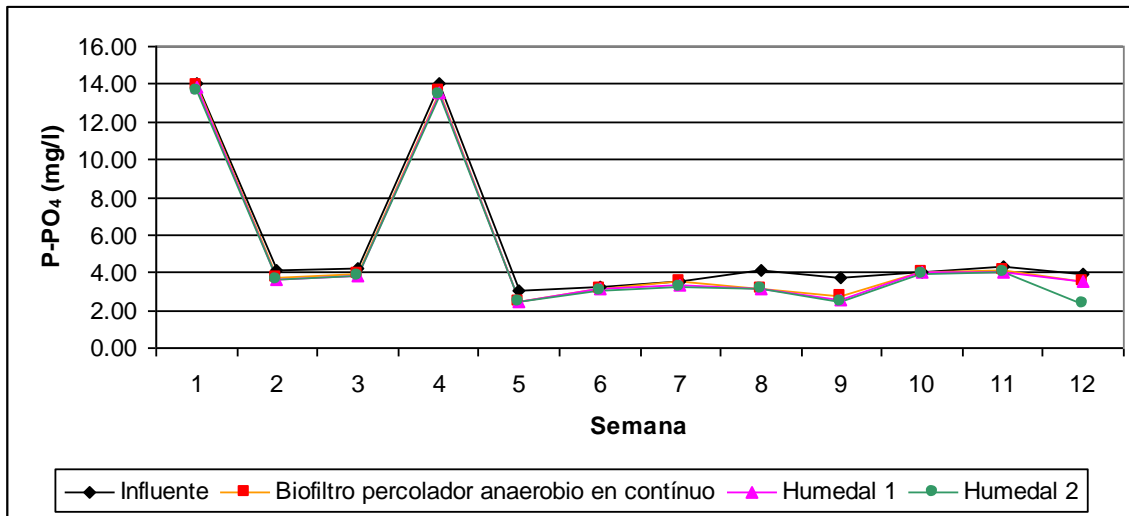


Figura A3.49. Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 1 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

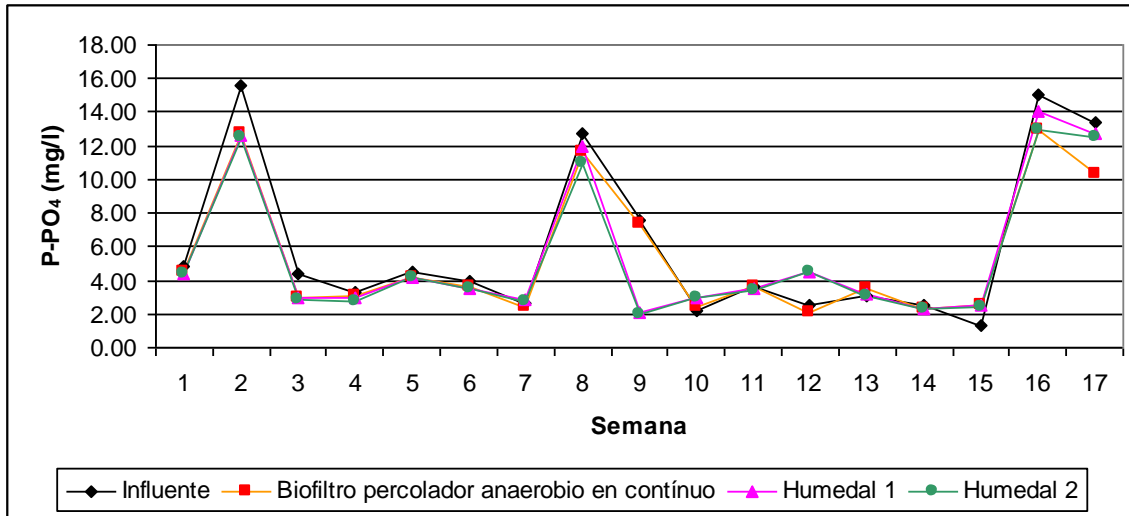


Figura A3.50. Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 2 en el sistema de biofiltro percolador anaerobio en secuencia - humedal

b) Biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente – SBR

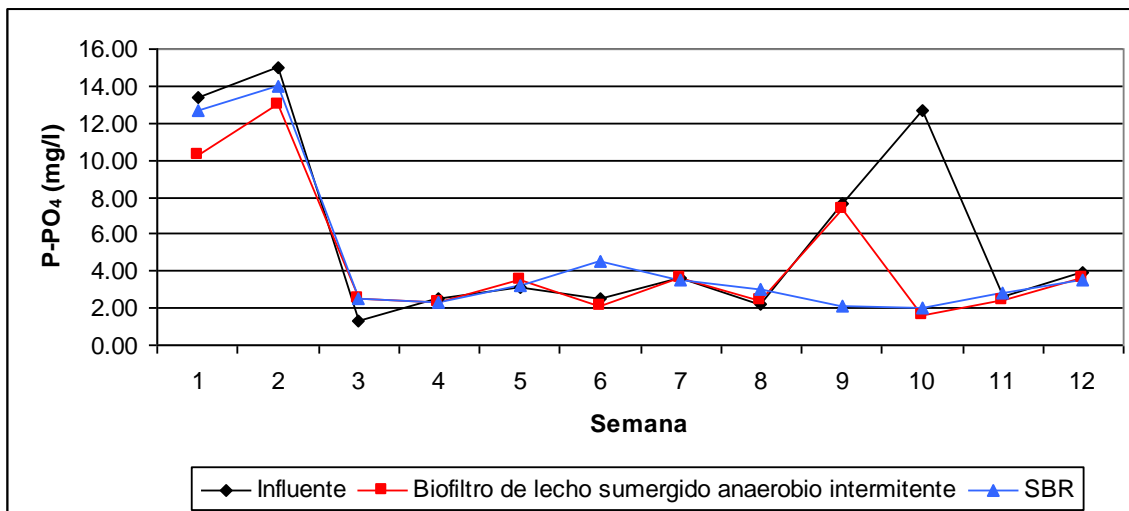


Figura A3.51. Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 1 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

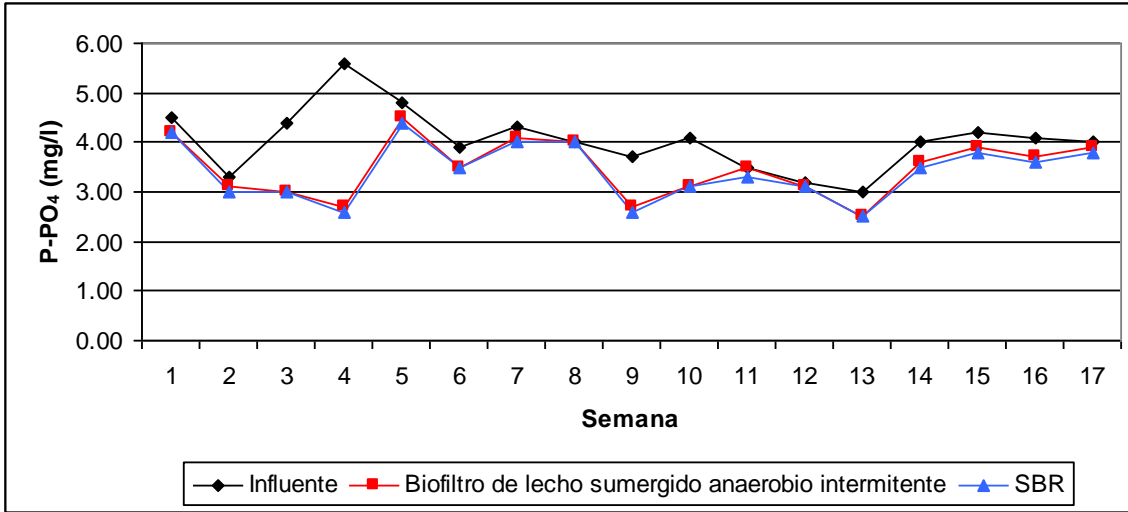


Figura A3.52. Comportamiento del Fósforo como Ortofosfatos en la fase 2 en el sistema de biofiltro anaerobio de lecho sumergido intermitente - SBR

ANEXO 4

MONITOREO DE LOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO

Se llevó a cabo un monitoreo en todo el proceso de operación para saber si su funcionamiento se estaba llevando a cabo de manera adecuada, si las condiciones eran óptimas para su desempeño y evaluar su eficiencia. La medición de estos se realizaron a la misma hora en toda la etapa de experimentación.

Medición del color

Se realiza diariamente la medición del color de la muestra correspondiente a la alimentación, a la de los reactores anaerobio y aerobios, en el espectrofotómetro Hach en la curva denominada Coctel 100.



Figura A4.1. Espectrofotómetro y muestras para la medición de color

La temperatura, conductividad y sólidos disueltos totales fueron medidos con un conductímetro marca HACH, y el pH se midió con un potenciómetro marca ORION el cual fue calibrado previamente con soluciones buffer de 4.01, 7.00 y 10.01.



Figura A4.2. Conductímetro HACH

Temperatura

Existe un intervalo de temperatura de 15 a 30 °C, en el cual los microorganismos trabajan mejor. Si la temperatura del agua permanece alrededor de 20 °C trabajan en condiciones óptimas. Cada aumento de 10 °C en la temperatura duplica la velocidad de reacción, sin embargo, cuando la temperatura alcanza los 35 °C, la velocidad de crecimiento decae rápidamente. Cuando la temperatura disminuye pasa lo contrario empieza a ser más lenta la velocidad de reacción.

Conductividad.

Es la propiedad que tienen unas estructuras moleculares para conducir la corriente eléctrica.

pH

Es uno de los factores claves para mantener la vida de los sistemas. El proceso de lodos activados funciona mejor con pH's de 6.5 a 8.5.

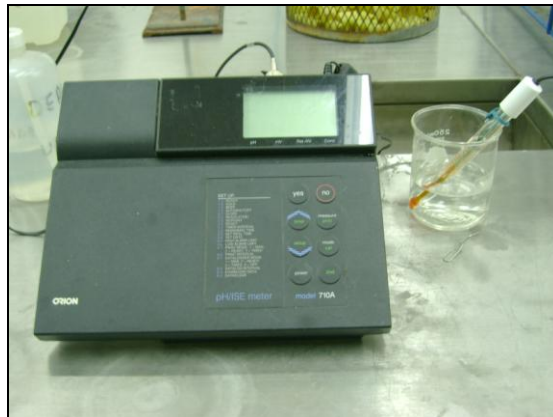


Figura A4.3. Potenciómetro ORION

Oxígeno Disuelto

Es la cantidad de oxígeno que se encuentra en forma disuelta en todo el volumen de agua para mantener las condiciones aerobias óptimas. A la población microbiana aerobia se debe suministrar oxígeno (mayor de 2 mg/L) al tanque de aireación.

El oxígeno disuelto se midió con un electrodo marca YSI-55; esta lectura fue determinada introduciendo el electrodo en el reactor y se tomando el valor marcado una vez que se estabilizaba.



Figura A4.4. Equipo de medición de OD

DQO (Demanda Química de Oxígeno)

Se entiende por esta como a la cantidad de materia orgánica e inorgánica en un agua residual.

La demanda química de oxígeno es una oxidación en un medio ácido, en presencia de un oxidante fuerte (dicromato de potasio) y con aplicación de calor, en un equipo de reflujo. Bajo tales condiciones se oxida toda la materia oxidable presente en la muestra, incluso aquella que los microorganismos son incapaces de degradar.

Para la DQO se hicieron diluciones de 1mL de muestra aforado en 100 mL de agua desionizada en un matraz volumétrico de 100 mL (Fotografía 15). Se toman 2.5 mL de la dilución y se colocan en los viales previamente preparados con 3.5 mL de solución ácida y 1.5 mL de solución digestora. Una vez preparados los viales con la muestra diluida se introducen al digestor (cuando éste ya haya alcanzado la temperatura de 150 °C) por un tiempo de 2 horas. Cuando los viales estén a temperatura ambiente se leerán en un espectrofotómetro.



Figura A4.5.a. Viales con muestra



Figura A4.5.b. Digestor

El análisis de DQO se prepara por duplicado (2 viales por punto de muestreo), más un blanco y un estándar.

El blanco se prepara con 2.5 mL de agua desionizada y el estándar será una solución previamente preparada con una concentración de 500 ppm o 500 mg/L.

Para leer los viales se entrará al programa de usuarios en el espectrofotómetro Hach el cual tiene el nombre de "curva-Ana"; primero se introducirá el blanco y se seleccionará la tecla "cero" y posteriormente se leerán los demás viales.

Sólidos

La materia en suspensión está compuesta por diversos tipos de sólidos: flotantes, sedimentables y coloidales. Además por su composición pueden ser orgánicos e inorgánicos, radioactivos o contribuir al aumento en una sustancia, por ejemplo un metal.

Sólidos disueltos totales. Sustancias orgánicas e inorgánicas solubles en agua y que no son retenidas en el material filtrante. Los sólidos disueltos totales fueron medidos con un conductímetro marca HACH. (Fotografía 11)

Sólidos suspendidos totales. Sólidos constituidos por sólidos sedimentables, sólidos y materia orgánica en suspensión y/o coloidal, que son retenidas en el elemento filtrante.

Preparación de los crisoles Gooch

Introducir el filtro de fibra de vidrio en el crisol con la cara rugosa hacia arriba, mojar el filtro con agua para asegurar que se adhiera al fondo del crisol. Los crisoles se introducen a la mufla a una temperatura de $550\text{ C} \pm 50\text{ }^{\circ}\text{C}$ por una noche. Después pasarlos a la estufa a una temperatura de $150\text{ }^{\circ}\text{C}$, sacar las cápsulas y enfriar a temperatura ambiente en un desecador.



Figura A4.6. Mufla

Pesar los crisoles y registrar los datos. Repetir el ciclo hasta alcanzar peso constante, el cual se obtendrá hasta que no haya una variación en el peso mayor a 0.5 mg.

Determinación de sólidos suspendidos totales (SST)

Medir con una probeta 25 mL de muestra previamente homogenizada la cual depende de la concentración esperada de sólidos suspendidos.

Filtrar la muestra a través de los crisoles preparados anteriormente aplicando el vacío, lavar la probeta tres veces con 10 mL de agua destilada y adicionar los lavados al crisol, dejando que el agua drene totalmente en cada lavado.



Figura A4.7. Filtrado de las muestras

Suspender el vacío y secar el crisol en la estufa a una temperatura de 105°C, posteriormente se introducen en el desecador. Determinar su peso.



Figura A4.8. Estufa

Sólidos suspendidos volátiles. Cantidad de materia orgánica (incluidos aquellos inorgánicos) capaz de volatilizarse por el efecto de la calcinación a $550\text{ C} \pm 50\text{ C}$ en un tiempo de 15 a 20 minutos.

El contenido de sólidos volátiles se interpreta en términos de materia orgánica, teniendo en cuenta que a $550\pm 50^{\circ}\text{C}$ la materia orgánica se oxida formando el gas carbónico y agua que se volatilizan. Sin embargo, la interpretación no es exacta puesto que la pérdida de peso incluye también pérdidas debido a descomposición o volatización de ciertas sales minerales como por ejemplo las sales de amonio o carbonato de magnesio.

I. Determinación de sólidos suspendidos volátiles (SSV)

Introducir el crisol que contiene el residuo a la mufla a una temperatura de $550\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 50\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 20 min. Sacar el crisol de la mufla introduciéndolo en el desecador para enfriar a temperatura ambiente. Determinar su peso.

Sólidos sedimentables. Son los sólidos suspendidos que sedimentan en el fondo de un recipiente de forma conica (cono Imhoff) en un tiempo de una hora.



Figura A4.9. Determinación de sólidos sedimentables.

Tasa de consumo de oxígeno.

Es la velocidad de consumo de oxígeno o tasa de consumo de oxígeno por los microorganismos (TCO).

Determinación de la Tasa de Consumo de Oxígeno:

Se tomó una muestra de 300 ml del licor mezclado en un recipiente Winkler y se puso en la parrilla de agitación. Posteriormente, se introdujo el electrodo del oxígeno disuelto y se tomaron las lecturas iniciando en el tiempo cero hasta llegar a los 10 minutos, por lapsos de tiempo de 30 segundos.



Figura A4.10. Tasa de consumo de oxígeno

Se graficó la disminución de oxígeno disuelto contra el tiempo y se obtuvo la pendiente de la línea recta. Asimismo, se Calculó la tasa de consumo de oxígeno y la tasa específica de consumo de oxígeno (pendiente de la curva de la tasa de consumo de oxígeno).

Tasa Específica de consumo de oxígeno o velocidad de respiración de los microorganismos

TECO = TCO / SSVLM

IVL (Índice volumétrico de lodos)

Se define como el volumen en mililitros ocupados por un gramo de sólido en suspensión, después de dejar sedimentar por 30 minutos.

$$IVL = \frac{\text{Volumen sedimentado 30 min. (mL)} * 1000}{SSLM \text{ (mg/L)}}$$

- Procedimiento

Se llenó una columna (probeta 1 lt.) con 1000 ml de muestra de licor mezclado, previamente agitada, y se dejó a que la muestra sedimentara. Se graficaron los datos con respecto al tiempo.

Velocidad de Sedimentación por Zonas

$$VSZ = H_0/t \text{ (m/h)}$$

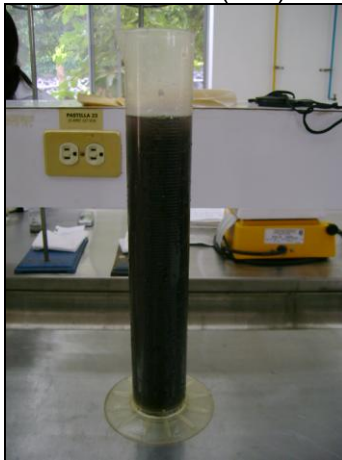


Figura A4.11. Inicio de prueba de IVL

Se anotó el volumen de los sólidos sedimentables en intervalos de tiempo de 5 minutos, a partir del tiempo cero hasta los 30 minutos y se graficó el volumen sedimentado contra el tiempo.

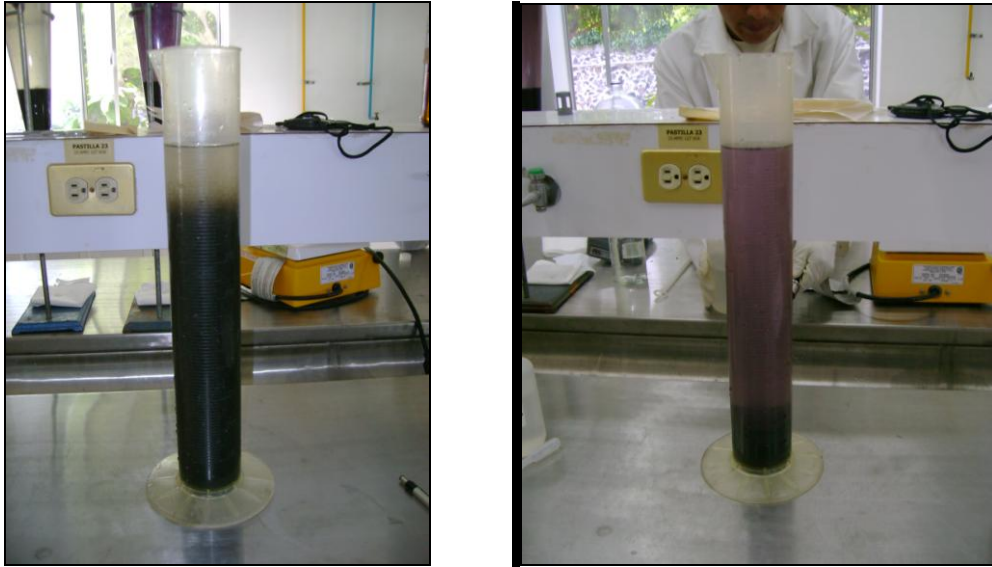


Figura A4.12. Proceso de sedimentación de lodos

Sólidos Suspendedos del Licor Mezclado (SSLM)

Para la obtención de los sólidos suspendidos del licor mezclado, se tomó una muestra de 20 ml de licor mezclado de cada uno de los reactores y se siguió el procedimiento de los sólidos suspendidos totales para su determinación.

Determinación del Carbono Orgánico Total (TOC)

La muestra de agua se inyecta en una cámara de reacción, a 680°C, rellena con un catalizador oxidante. El agua se vaporiza y el carbono (orgánico e inorgánico) se oxida a CO₂. Este CO₂ se transporta, en corriente de aire, y se mide en un analizador de infrarrojos no dispersivo.

Dado que con el procedimiento anteriormente descrito se determina carbono total (TC), se debe medir también el carbono inorgánico (IC), para obtener el TOC por diferencia.

El IC se mide inyectando la muestra en una cámara de reacción distinta, que contiene ácido fosfórico. Bajo condiciones ácidas todo el IC se convierte en CO₂, que se mide en el analizador de infrarrojos. En estas condiciones el carbono orgánico no se oxida, por lo que sólo se determina el IC.

En la mayoría de las muestras de agua, la fracción de IC es muy superior a la fracción de TOC, por lo que, en numerosas ocasiones, se elimina previamente el IC.

Para ello se acidifican las muestras a pH ≤ 2 (a fin de convertir el IC en CO₂) y a continuación se purga la muestra con un gas puro (para eliminar el CO₂), esta determinación se denomina carbono orgánico no purgable (NPOC). Es de señalar que en los análisis de NPOC, se produce la pérdida de sustancias orgánicas volátiles.

Control del proceso SBR

El control del proceso consiste en el adecuado manejo del lodo producido ya que para establecer y mantener un balance efectivo de microorganismos (biomasa ó SSVLM) se pueden hacer cambios en los lodos que permanecen dentro del tanque y/o en el lodo de desecho. Para saber el tipo de cambios que deben realizarse en estos se pueden usar uno ó más métodos para el control de proceso y que son:

- 1.- Sólidos constantes.
- 2.- Relación alimento /microorganismo (F/M).
- 3.- Tiempo medio de retención celular.
- 4.- Prueba de sedimentabilidad
- 5.- Velocidad de consumo de oxígeno.

Para obtener la información necesaria, deben hacerse los siguientes análisis y pruebas:

- DQO
- SST y SSV
- Prueba de sedimentación de lodos e IVL (índice volumétrico de lodos)
- Consumo de oxígeno
- Manto de lodos (sólidos sedimentables)
- Oxígeno disuelto

A continuación se describen cada uno de los métodos antes mencionados:

1.- MÉTODO DE SÓLIDOS CONSTANTES PARA CONTROL DEL PROCESO

Cada proceso tiene una concentración de SSVLM con la que mejor funciona, y esto es cuando el efluente es claro y bajas las cantidades de SSV, DBO y DQO.

Para tener el nivel adecuado de sólidos en el sistema se debe mantener la cantidad de lodos necesarios, por lo que para conocer la cantidad de SSVLM se cuenta con un programa de toma de muestras que contemple el monitoreo de tres o más puntos diferentes y a la misma hora cada día en el tanque de oxidación, para que estas representen todo el licor mezclado en el tanque.

Para cumplir las exigencias de la NOM-001/96 los sólidos suspendidos totales (SST) deben ser menos de 75 mg/l en el efluente en caso de que la cantidad de SST sea mayor que la mencionada se deben revisar los criterios y compararse con la operación del sistema.

2.- RELACIÓN ALIMENTO/MICROORGANISMO (F/M)

Para una buena operación del reactor se debe procurar mantener una adecuada cantidad de alimento ó sustrato con relación a los microorganismos presentes en el agua residual.

Los microorganismos se miden como SSVLM y el alimento como DBO ó DQO, usando uno u otro consistentemente.

Los rangos típicos para un proceso de lodos activados aireación extendida son de 0.1 a 0.4 kg/DBO/kg SSVLM en aireación.

Para determinar la relación F/M expresada como gramos de DBO por gramos de SSVLM, se usa la siguiente fórmula:

$$F/M = \frac{\text{DBO (mg/l)} * Q \text{ (m}^3\text{/día)}}{1000 * Ts(\text{kg})}$$

Donde Ts es igual al total de sólidos orgánicos en el tanque de aireación y se calcula con la siguiente fórmula:

$$Ts \text{ (Kg)} = \frac{\text{Volumen del tanque (m}^3\text{ * SSVLM (mg/l))}}{1000}$$

La relación F/M dentro del tanque debe mantenerse cerca de 0.10 ÷ 0.15 días * -1, y se ajusta durante la operación normal. Si la relación de F/M obtiene valores menores esto significa que hay exceso de microorganismos en el tanque (muchos SSVLM); puede presentar un aireación insuficiente. Se crean condiciones para la aparición de microorganismos filamentosos, produciendo un lodo difícil de sedimentar.

3.- TIEMPO MEDIO DE RETENCION CELULAR (TMRC)

Se refiere al tiempo que el promedio de microorganismo permanecerá en el proceso de tratamiento. Otro término usado y que significa lo mismo es la edad de lodos. Por lo que se debe determinar el TMRC con el que mejor trabaja el reactor, y tratar de mantener ese valor.

EL TMRC se determina con la siguiente fórmula:

$$TMRC = \frac{\text{SSVLM en el tanque de aireación (kg)}}{\text{SSV en lodo de desechos/día (kg) + SSV en efluente/día (kg)}}$$

Para el cálculo de TMRC se usan generalmente los SSV; sin embargo, si es necesario se pueden usar los SST, pero no mezclar los SSTLM y los SSVLM para el cálculo.

La edad de lodo o el TMRC es simplemente la cantidad total de sólidos en el sistema dividida por la cantidad que salen del sistema cada día. Para un proceso de aireación en el sistema convencional el TMRC llega a ser hasta de 5 a 20 días y, hasta 30 días en el sistema de aireación extendida.

Hay que considerar que la relación F/M y el TMRC están interrelacionados; cambiando uno se controla el otro. Estos cambian incrementando ó disminuyendo la cantidad de lodo de desecho.

Los siguientes indicios indican un TMRC muy corto o una F/M muy alta:

- El OD es bajo en el Tanque de oxidación
- El lodo producido es ligeramente café y de sedimentación lenta.
- La velocidad de respiración está arriba de lo normal.
- Se presenta espuma blanca en el tanque.

Las condiciones que indican un TMRC muy alto y muy baja relación F/M son las siguientes:

- El OD mínimo en el tanque es difícil de mantener.
- La sedimentación es rápida con alta compactación y sobrenadante turbio con finas partículas de materia.
- La tasa de respiración está abajo de lo normal.
- Los sólidos suspendidos en el efluente muestran un incremento.
- Una densa y algunas veces grasosa capa de espuma de color canela cubre el tanque de aireación.

4.- PRUEBA DE SEDIMENTABILIDAD

La prueba de sedimentación es un indicador para juzgar la calidad del lodo, la información de esta prueba puede advertirnos cambios necesarios en el sistema, para hacer con tiempo los mismos. Se pueden usar los resultados de lo que ha pasado anteriormente para prevenir situaciones de problemas recurrentes.

Los signos visuales que se deben observar en esta prueba en el flóculo y formación de lodo serán:

- a) Si el flóculo es granular, compacto, esponjoso ó ligero.
- b) Si el flóculo sedimenta o individualmente o primero forma un manto.
- c) Si el manto de lodo es:
 - Rasgado y aterronado, o uniforme sobre la superficie.
 - Sedimenta ligeramente.
 - Captura la mayoría del material en el agua residual conforme se sedimenta.
 - Si el lodo es de color café y el sobrenadante es de color oro claro.

Con esta prueba se calcula el índice volumétrico del lodo (IVL), y que es igual al volumen de lodo sedimentado en una probeta de un litro después de 30 minutos, dividido entre la concentración de sólidos suspendidos totales en el licor mezclado y el resultado multiplicado por 1000.

$$IVL = \frac{SSE}{SSTLM} * 1000$$

El rango usual de IVL es de 100-150, aunque algunas veces valores más altos pueden producir un buen efluente, debiendo obtener un lodo café y sobre nada ante claro y sin color (lámina 7).

Se deben llevar registros de las lecturas del IVL y así notar cualquier cambio.

Si el IVL se incrementa, esta sedimentación lenta indica:

- Una disminución en el TMRC.
- Presencia de organismos filamentosos.
- Que las condiciones atmosféricas están cambiando.

En este caso, se tratará de incrementar el nivel de sólidos reduciendo la cantidad de lodos que se desecha si el IVL decrece.

- Se observan flóculos como pequeños puntos en el sobrenadante cuando el resto del lodo se ha sedimentado rápidamente. En este caso se deberá bajar la edad de lodo o TMRC retirando más de este del sistema.

5.- VELOCIDAD DE CONSUMO DE OXÍGENO.

Se define como la cantidad del oxígeno consumido por unidad de tiempo, expresado en mg/l por hora. Y sirve para conocer el nivel de actividad en el licor mezclado.

Para evaluar correctamente esta información se debe relacionar con la concentración de sólidos en el sistema, lo que se define como tasa específica de respiración (TR) o tasa de consumo de oxígeno (TCO) y que ayuda a detectar problemas antes de que el licor mezclado pase al sedimentador secundario.

El rango para una buena TR es de 8 a 20 mg de oxígeno por hora por gramo de SSVLM.

Cuando se obtengan TR por encima de lo normal se incrementará la relación F/M, lo que se origina cuando se incrementa la carga de DBO o se está desechando demasiado lodo; por lo que se deberá incrementar el tiempo de aireación, incrementar el nivel de sólidos desechando menos lodo e incrementando la recirculación o aumentar el tiempo de retención hidráulico en el tanque de aireación.

Si la TR es muy baja, indica que la relación F/M puede estar disminuyendo, esto significa que no hay suficiente alimento para los microorganismos, y si esta situación prevalece por más de 48 horas, el efluente de la planta se afectará seriamente; por lo que para corregir esta situación, se deberá incrementar el volumen de lodo de desecho.

También es posible que una baja TR se deba a tóxicos en la entrada. Si la relación F/M es aceptable pero la TR es baja se podría deber a esta situación, en nuestro caso es probable dado que en el análisis de la calidad del agua residual se detectó la presencia de los fenoles y éteres sustancias tóxicas que inhiban el proceso.

6.- PARÁMETROS DE CAMPO.

pH

Se debe mantener al pH entre 6.5 y 8.5 para asegurar la actividad microbiana que en el tanque de aireación. El pH del influente, la salida del biofiltros, biomasa sumergida, homedales y lodos activados se registró diariamente para realizar las opciones de control necesarias.

Temperatura

La temperatura afecta la actividad microbiana en los sistemas de tratamiento biológico; este factor es muy sensible. La velocidad de reacción enzimática se duplica cada 10°C (aproximadamente); arriba de 30°C, las enzimas son destruidas dando como resultado final, una baja en la eficiencia del proceso.

Acidez y alcalinidad

Acidez/alcalinidad, capacidad amortiguadora de las aguas residuales.

Los análisis de acidez y alcalinidad dan la información necesaria para determinar la capacidad amortiguadora del agua cruda y del agua tratada de la planta de tratamiento. Esto puede ser importante, ya que uno de los subproductos de la degradación biológica de la materia orgánica es el dióxido de carbono (CO_2) que puede formar ácido carbónico (H_2CO_3) cuando se mezcla con el agua, y puede bajar el pH si las aguas residuales no tienen la suficiente alcalinidad para amortiguar la formación del ácido. Los procesos biológicos se realizan con valor de pH entre 6.5 y 8.5

DETERMINACIÓN DE LA LONGITUD DE ONDA EN EL ESPECTRO DE LOS COLORANTES

Preparación del agua de alimentación con color

Se tomaron 0.0333 g de cada uno de los colorantes a degradar y se mezclaron perfectamente con agua desionizada.



Figura A4.13. Preparación de colorante

Barrido del color

Se realizó el barrido de la combinación de los tres colorantes para determinar la longitud máxima a la que se tiene respuesta de adsorción del color mediante un espectrofotómetro modelo Hach/4000V.

Se realizaron 4 diluciones para determinar la longitud de onda:

- Al 10%
- Al 5%
- Al 25%
- Al 50%



Figura A4.14. Diluciones para barrido de color

Una vez realizada la lectura con el espectrofotómetro, se obtuvieron los siguientes resultados:

Longitud de onda = 451.0 nm
Absorbancia = 0.117

Realización de la curva de color

El procedimiento para la realización de la curva de color fue el siguiente:

1.- Se pesó 0.0333 g de cada color (amarillo directo 36, azul negro directo y negro celupel) para obtener 0.1 gramo de la combinación de los tres colores, y posteriormente, se diluyeron en 1 litro de agua desionizada, obteniendo una concentración de 100 mg/L.

2.- De la dilución de 10 mg/l se tomaron las siguientes diluciones y se aforaron a 100 ml con agua desionizada:

Tabla A4.15. Diluciones y concentraciones para la curva de color

Dilución (ml)	Concentración Teórica (mg/l)	Concentración real (mg/l)
100	(100)(100)/100=100	100
40	(40) (100)/100=40	40
32	(32) (100)/100=32	32
16	(16) (100)/100=16	16
8	(8) (100)/100=8	8
4	(4) (100)/100=4	4

3.- Meter la curva en el Equipo HACH

4.- Se calibró el blanco y se leyeron los resultados:

Tabla A4.16. Concentración teórica y real de la curva de color

Concentración Teórica (mg/l)	Absorbancia	Concentración (mg/l)
0	0	0
4	0.111	3.87
8	0.219	8.08
16	0.426	16.07
32	0.839	31.95
40	1.035	39.70

ANEXO 5

ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS SISTEMAS DE TRATAMIENTO

1. La hipótesis (H_{o1}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – humedales durante la fase 1 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	527240.31	527240.30	
Entre tratamientos	2	9235.63	4617.81	18.01
EE	53	13592.65	256.46	
TOTAL	56	550068.59		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,2,53}} = 3.168 \quad F > F_c (18.01 < 3.168) \quad (\text{valores de tablas})$$

Por lo tanto H_{o1} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los tratamientos con respecto a la DQO.

2. La hipótesis (H_{o2}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – humedales durante la fase 2 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	648581.91	648581.90	
Entre tratamientos	2	6944.47	3472.23	3.38
EE	65	66803.49	1027.75	
TOTAL	68	722329.87		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,2,65}} = 3.14 \quad F > F_c (3.38 < 3.14) \quad (\text{valores de tablas})$$

Por lo tanto H_{o2} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los Tratamientos con respecto a la DQO.

3. La hipótesis (H_{03}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – SBR durante la fase 2 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	259140.42	259140.42	
Entre tratamientos	1	4180.80	4180.79	16.07
EE	54	14051.93	260.22	
TOTAL	56	277373.14		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,54}} = 4.022 \quad F > F_c (16.07 < 4.022) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{03} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los tratamientos con respecto a la DQO.

4. La hipótesis (H_{04}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – SBR durante la fase 2 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	354615.94	354615.94	
Entre tratamientos	1	9198.23	9198.23	80.46
EE	66	7545.46	114.32	
TOTAL	68	371359.64		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,66}} = 3.988 \quad F > F_c (80.46 < 3.988) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{04} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los tratamientos con respecto a la DQO.

5. La hipótesis (H_{05}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – Humedales contra el biofiltro - SBR durante la fase 1 del tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	766058.82	766058.82	
Entre tratamientos	1	10096.24	10096.24	94.10
EE	54	5793.74	107.29	
TOTAL	56	781948.81		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,54}} = 4.022 \quad F > F_c (94.10 < 4.022) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{05} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los sistemas de tratamiento con respecto a la DQO.

6. La hipótesis (H_{06}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – Humedales contra el biofiltro - SBR durante la fase 2 del tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	976179.36	976179.36	
Entre tratamientos	1	8954.85	8954.85	152.88
EE	66	3865.89	58.57	
TOTAL	68	989000.10		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,66}} = 3.988 \quad F > F_c (152.88 < 3.988) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{06} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los sistemas de tratamiento con respecto a la DQO.

7. La hipótesis (H_{07}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción del color entre los tratamientos del sistema biofiltro – humedales durante la fase 1 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	317708.08	317708.08	
Entre tratamientos	2	102667.69	51333.84	49.29
EE	53	55198.11	1041.47	
TOTAL	56	475573.88		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,2,53}} = 3.168 \quad F > F_c (49.29 < 3.168) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{07} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los tratamientos con respecto al color.

8. La hipótesis (H_{08}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción del color entre los tratamientos del sistema biofiltro – humedales durante la fase 2 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	481086.50	481086.50	
Entre tratamientos	2	70840.14	35420.07	36.15
EE	65	63680.54	979.70	
TOTAL	68	615607.18		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,2,65}} = 3.14 \quad F > F_c (36.15 < 3.14) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{02} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los Tratamientos con respecto al color.

9. La hipótesis (H_{09}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción del color entre los tratamientos del sistema biofiltro – SBR durante la fase 2 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	304467.05	304467.05	
Entre tratamientos	1	63555.15	63555.15	27.89
EE	54	123058.48	2278.86	
TOTAL	56	491080.68		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,54}} = 4.022 \quad F > F_c (27.89 < 4.022) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{09} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los tratamientos con respecto al color.

10. La hipótesis (H_{010}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción del color entre los tratamientos del sistema biofiltro – SBR durante la fase 2 del proceso de tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	384726.32	384726.32	
Entre tratamientos	1	62112.28	62112.28	76.93
EE	66	53285.13	807.35	
TOTAL	68	500123.73		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,66}} = 3.988 \quad F > F_c (76.93 < 3.988) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{010} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los tratamientos con respecto al color.

11. La hipótesis (H_{011}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción de la DQO entre los tratamientos del sistema biofiltro – Humedales contra el biofiltro - SBR durante la fase 1 del tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	846813.27	846813.27	
Entre tratamientos	1	512.28	512.28	13.89
EE	54	1992.29	36.89	
TOTAL	56	849317.83		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,54}} = 4.022 \quad F > F_c (13.89 < 4.022) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{011} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los sistemas de tratamiento con respecto al color.

12. La hipótesis (H_{012}) plantea que “no existe diferencia significativa en la reducción del color entre los tratamientos del sistema biofiltro – Humedales contra el biofiltro - SBR durante la fase 2 del tratamiento”.

TABLA DE ANVA				
Fuente varianza	G.L.	S cuadrados	Cuadrado medio	F
Media	1	1033936.46	1033936.46	
Entre tratamientos	1	1278.58	1278.58	18.43
EE	66	4579.52	69.39	
TOTAL	68	1039794.56		

Si $\alpha = 0.05$

$$F_{c_{0.95,1,66}} = 3.988 \quad F > F_c (18.43 < 3.988) \quad \text{valores de tablas}$$

Por lo tanto H_{012} no se acepta, en conclusión si hay diferencias significativas entre los sistemas de tratamiento con respecto a la DQO.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Álvarez, J. H., Escobar, G., Fernández, M. y Fasoli, H. J., Lavorante, Ma. J., Spitale, M. (2004). Tratamiento de efluentes de la industria textil mediante métodos químicos, electroquímicos y biológicos, de INTI-Textiles y FCF e Ingeniería (UCA). www.inti.gov.ar

Arias, C.A., Brix, H., Marti, E., 2005. Recycling of treated effluents enhances removal of total nitrogen in vertical flow constructed wetlands. *J. Environ. Sci. Health.* 40,1431–1443

Banat, I. M.; Nigam, P.; Singh, D. y Marchant, R. (1996). Microbial decolorisation of textile – dye containing effluents: A review. *Biorest. Technol.* 58: 217-227.

Bishop, P. (1996) The Biodegradation of Textiles Dyes Using Biofilm Treatment Systems. En: Kuppusamy, I. Y Briones, R. (Eds) Biodegradación de Compuestos Orgánicos Industriales.1:1-10 UNAM, Instituto de Ingeniería, Marzo 26 y 17. México, D.F.

Brix, H., Arias, C.A., 2005. The use of vertical flow constructed wetlands for on-site treatment of domestic wastewater: New Danish guidelines. *Ecol. Eng.* 25, 491–500.

Brown D. and P. Laboureur. 1983a. The Degradation of Dyestuffs: Part I. Primary Biodegradation under Anaerobic Conditions. *Chemosphere*, 12(3): 397-404.

Brown D. and P. Laboureur. 1983b. The Aerobic Biodegradability of Primary Aromatic Amines. *Chemosphere*, 12(3): 405-414.

Brown, Mark A. and Stephen C. DeVito. (1993). Predicting Azo Dye Toxicity. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 23(3): 249-324.

Bulc, Tjaša G. and Ojstršek, Alenka (2008). The use of constructed wetland for dye-rich textile wastewater treatment. *Journal of Hazardous Materials.* Vol. 155, 1-2, 30 June 2008, Pag. 76-82

Cervantes Q. (2008) Sistema Combinado para el Tratamiento de Aguas Residuales para Viviendas Unifamiliares, Tesis de Maestría en Ingeniería Ambiental. UNAM.

Comisión Nacional de Agua (2002). *Compendio Básico del Agua en México*, México D.F.

Comisión Nacional de Agua (2007). *Compendio Básico del Agua en México*, México D.F.

Comisión Nacional del Agua (2008), www.conagua.gob.mx

Cooper, P., 2005. The performance of vertical flow constructed wetland systems with special reference to the significance of oxygen transfer and hydraulic loading rates. *Water Sci. Technol.* 51 (9), 81-90.

Comité Científico en Toxicidad, Ecotoxicidad y Ambiente (CSTEE, 2000). Diario Oficial n° C 089 E de 28/03/2000 p. 0067 – 0069. *Propuesta de directiva del Parlamento Europeo y del Consejo por la que se modifica por decimonovena vez la Directiva 76/769/CEE del Consejo que limita la comercialización y el uso de determinadas sustancias y preparados peligrosos (colorantes azoicos) /* COM/99/0620 final - COD 99/0269 */.*

Couillard, D. (1994). The use of peat in wastewater treatment. *Water Research*, 28: 1261-1274.

Cruz A. y Buitrón G. (2001). Biotransformation of disperse blue 79 by anaerobic sequencing batch biofilter. *Wat. Sci. Tech.* 42 (5-6):312-320.

Davies, T. H. y Cottinham, P. D. (1994). The use of constructed wetlands for treating industrial effluent (textile dyes). *Water Science and Technology*, 29 (4): 227-232.

Decamp, O., Warren, A., 2000. Investigation of *Escherichia coli* removal in various designs of subsurface flow wetlands used for wastewater treatment. *Ecol. Eng.* 14, 293-299.

Degrémont Research Center (2000). Total nitrogen removal in two step biofiltration. *Water Science and Technology*, 41 (4–5): 65–68.

Departamento Técnico de Air Water Treatment (Octubre de 2003). Proceso de Biofiltración “Up – Flow Biological Aerated Filter – UFBAF” para el tratamiento de aguas residuales mixtas (urbanas e industriales). Rendimientos en plantas piloto. *Tecnología del Agua*, 23 (241): 80-82.

Edwards, A., Kay, D., Lowe, N., Stapleton, C., Watkins, J., Wyer, M., 2005 Appendix I: A literature review of the efficacy of natural systems in removing faecal indicator bacteria. Environment Agency Northwest Region and UK Water Industry Research (UKWIR).
http://www.icrew.info/documents/6/UKPA6_Final_Report_Appendix_1_Literature_review.pdf.

Fair, G. M.; Geyer, J. C.; Okun, D. A. (1971). Purificación de aguas y tratamiento y remoción de aguas residuales. *Editorial Limusa – Wiley, S.A.*, México, Volumen II.

Fonseca Zarco, Alejandro y Buitrón Méndez, Germán (2005). Mineralización del colorante azo azul disperso 79 en un sistema SBR anaerobio / aerobio en un solo reactor. *CENIC – Ciencias Biológicas*.

García, J., Morató, J. y Bayona, J.M., 2004a. Nuevos Criterios para el Diseño y Operación de Humedales Construidos. Ediciones CPET, Barcelona. ISBN 84-7653-854-5. pp. 100.

Garzón-Zúñiga, M. A. (2001). Mécanismes d'enlèvement de l'azote du lisier de porc par biofiltration aérienne sur tourbe. Tesis de Doctorado. Université Laval, Québec, Canada.

Garzón – Zúñiga, M. A. (2005a). Mecanismos no convencionales de transformación y remoción del nitrógeno en sistemas de tratamiento de aguas residuales. *Ingeniería Hidráulica en México* vol. XX, No. 4.

Garzón – Zúñiga, M. A. (2005b). La biofiltración sobre cama de turba, un tratamiento eficiente para diferentes tipos de agua residual industrial. IMTA.

Garzón – Zúñiga, M. A.; González – Martínez, S. (1996). Biological phosphate and nitrogen removal in a biofilm sequencing batch reactor. *Water Science and Technology*, 34 (1-2): 293-301.

Guerrero Dimas, María Elena; Briones Méndez, Roberto; Ilangovan, Kuppusamy; (1999). Biodegradación anaerobia de colorantes tipo AZO vía sulfato-reductoras. AIDIS. Consolidación para el desarrollo. México, D.F, *AIDIS*, 1996. p.1-7 [t.2],

Haberl, R. Constructed wetlands: a chance to solve wastewater problems in developing countries. *Wat. Sci. Technol.* 40 (3), 11-17.

Headley, T.R., Davison, L., Yeomans, A., 2004. Removal of ammonium-N from landfill leachate by vertical flow wetland: a pilot study. 6th International Conference on Waste Stabilisation Ponds and 9th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control Avignon (France). 26 – 30 de Septiembre de 2004.

IMTA (2000). Tratamiento y reúso del agua en la industria química de colorantes y pigmentos. *Convenio SGP-IMTA 2000*.

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), Agenda del Economista, Enero – Febrero 1997, <http://www.inegi.gob.mx>

Jun, B.; Park, M.; Chol, O. y Lee, S. (2004). Nitrogen removal in an upflow sludge blanket (USB) reactor combined by aerobic biofiltration systems. *Water Science & Technology*, 49 (5-6): 191.

Kadlec RH, Knight RL. 1996. *Treatment Wetlands*. CRC Press, Lewis Publishers. Boca Raton, FL.

Kayombo, S., Mbwette, T.S.A., Katima, J.H.Y., Ladegaard, N., Jørgensen, S.E., 2005. *Waste stabilization ponds and constructed wetlands design manual*. United Nations Environment Programme (UNEP)-International Environmental Technology Centre(IETC)- Danish International Development Agency (Danida). http://www.unep.or.jp/ietc/Publications/Water_Sanitation/ponds_and_wetlands/index.asp.

Kayser, K., Kunst, S., 2004. Processes in vertical-flow reed beds –nitrification, oxygen transfer and soil clogging. 6th International Conference on Waste Stabilisation Ponds and 9th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control. Avignon (France). 26 – 30 de Septiembre de 2004.

Kickuth, R. (1977). Degradation and incorporation of nutrients from rural wastewaters by plant rhizosphere under limnic conditions. *Utilization of Manure by Land Spreading*, Comm. of the Europ. Communitite, EUR 5672e, London, 235-243.

Korkusuz, E.A., Beklioglu, M., Demirer, G.N., 2004. Treatment efficiencies of the vertical flow pilot-scale constructed wetlands for domestic wastewater treatment. *Turkish J. Eng. Env. Sci.* 28. 333-344.

Kudlich, M.; Hetheridge, M. J.; Knackmuss, H. J. y Stolz, A. (1999). Autoxidation reactions of different aromatic o–Aminohydroxynaphtalenes that are formed during the anaerobic reduction of sulfonated azo dyes. *Environmental Science and Technology*, 33: 896–901.

Kulla, H., Klausener, F., Meyer, U., Ludeke, B. y Leisinger, D. (1983). Interference of aromatic sulfonic groups in the microbial degradation of the azo dyes Orange I y Orange II. *Arch. Microbiol.* 135: 1-7.

Kurup, R. G., 2007. An experimental research on application of sub-surface flow constructed wetlands for meat processing industry effluent treatment and nutrient removal. Tesis de Doctorado en Ingeniería Ambiental. Universidad de Murdoch. Western Australia.

(Abril 2003), Colorantes Azoicos. *AITEX Review*. Pág. 18. Laboratorio Químico de AITEX, <http://www.textil.org/extranet/inf/Revista8/colorantes.pdf>.

Langergraber, G., Haberl, R., 2001. *Constructed wetlands for water treatment*.

Minerva Biotecnologica. 13 (2) 123-134.

Lens, P.N.; Vochten, P.M.; Verstraete, W.H. (1993). Direct treatment of domestic wastewater by percolation over peat, *bark and woodchips*. 8-9.

Licskó, I.; Csanád – Szabó, G. y Melicz, Z. (2004). Experiences with a large – size WWTP based on activated sludge – biofiltration process: 25 months of operation. *Water Science and Technology*, 50 (6): 285–293.

Liu, W., Dahab, M.F., Surampalli, R.Y., 2005. Nitrogen transformations modeling in subsurface-flow constructed wetlands. *Water Environ. Res.* 77, 246-258.

Loyd, Chapman K. (1992). Anaerobic/Aerobic Degradation of a Textile Dye Wastewater. Masters Thesis, *Virginia Polytechnic Institute and State University*. 184 pp.

Luederitz, V., Eckert, E., Lange-Weber, M., Lange, A., Gersberg, R. M., 2001. Nutrient removal efficiency and resource economics of vertical flow and horizontal flow constructed wetlands. *Ecol. Eng.* 18, 157–171.

Mara, D.D., 2004. Natural sewage treatment in the UK: selection guidelines. *The Journal*. 18 (4), 230-234.

Melgoza – Alemán, R. M. (2003), Tesis para doctorado en Ingeniería Ambiental: Biodegradación e los compuestos nitroaromáticos y un colorante azo por medio de un biofiltro discontinuo anaerobio/aerobio. *UNAM*.

Melgoza, R. M., Cruz, A. y Buitrón, G. (2004). Anaerobic/aerobic treatment of colorants present in textile effluents. *Water Science and Technology*, Vol. 50 No 2 pp 149–155.

Metcalf & Eddy, (2003). *Wastewater Engineering, Treatment and reuse*. McGraw-Hill International Editions, Fourth Edition.

Mezohegyi, Gergo; Kolodkin, Alexey; Castro, Ursula I.; Bengoa, Christophe; Stuber, Frank; Font, Josep and Fabregat, Azael (2007). Effective Anaerobic Decolorization of Azo Dye Acid Orange 7 in Continuous Upflow Packed-Bed Reactor Using Biological Activated Carbon System. *Ind. Eng. Chem. Res.* 46, 6788-6792

Mitsch, W.J., Gosselink, J.G., 2007. *Wetlands*, 4th ed., John Wiley & Sons, Inc., New York.

Moeller, G; Garzón, M. (2003). Decoloración de efluentes de la industria de colorantes por medios químicos y biológicos. Informe final. *Instituto Mexicano de Tecnología del agua (IMTA)*. Jiutepec, Mor.

Moeller – Chávez, G. E.; Garzón – Zúñiga, M. A. (2006). Decoloración y reducción de toxicidad de efluentes de industria química de colorantes y pigmentos. Fondo Sectorial para Investigación y Desarrollo sobre el Agua. CNA - CONACYT.

Morel, A., Diener, S., 2006. Greywater Management in Low and Middle-Income Countries, Review of different treatment systems for households or neighbourhoods. Swiss Federal Institute of Aquatic Science and Technology (Eawag). Dübendorf, Switzerland.

Nemerow, N.L. (1978). Industrial water pollution origins, characteristics, and treatment. *Addison Wesley Publ. Co.*

Øllgaard H. (1998), *Survey of azo colorants in Denmark: Consumption, use, health and environmental Denmark Danish Environmental Protection Agency.*

Pagga U. and D. Brown. (1986). The Degradation of Dyestuffs: Part II. Behaviour of Dyestuffs in Aerobic Biodegradation Tests. *Chemosphere*, 15(4): 479-491

Palma, C.; Moreira, M. T.; Mielgo, I.; Feijoo, G. y Lema, J. M. (1999). Use of a fungal bioreactor as a pretreatment or post – treatment step for a continuous decolorization of dyes. *Water Science and Technology*, 40 (8): 131–136.

Price, T., Probert, D., 1997. Role of constructed wetlands in environmentally-sustainable developments. *Appl. Energ.* 57. 129-174.

Prochaska, C.A., Zouboulis, A.I., Eskridge, K.M., 2007. Performance of pilot-scale vertical-flow constructed wetlands, as affected by season, substrate, hydraulic load and frequency of application of simulate urban sewage. *Ecol. Eng.* 31, 57-66.

Quezada M., Linares, I. y Buitrón, G., 1999, “Use of Sequencing Batch Biofilter for Degradation of Azo Dyes (Acids and Basics)”, en Buitrón, G. y Macarrie, H. (ed.), *Waste Minimization and End of pipe Treatment in Chemical and Petrochemical Industries*, IAWQ International Specialized. Conference of the Chemical Industry Group, Mérida, Yucatán, México, pp. 644.

Reed, S.C., R.W. Crites, E.J. Middlebrooks (1995). *Natural Systems for Waste Management and Treatment*. Ed McGraw Hill Co, 2^a Ed.

Rittmann, Bruce E.; Stilwell, Douglas; Ohashi, Akiyoshi; (2002). “The transient – state, multiple species biofilm model for biofiltration processes”. *Water Research*, 36: 2342-2356.

Robinson, T.; McMullan, G.; Marchant, R. y Nigam P. (2001). Remediation of dyes on textile effluent: a critical review on current treatment technologies with a proposed alternative. *Bioresource Technology*. 77: 241–255.

Rousseau, D.P.L., Lesage, E., Story, A., Vanrolleghem, P.A., De Pauw, N., 2008. Constructed wetlands for water reclamation. *Desalination* 218. 181-189.

Saldaña, P.; Lerdo de Tejada, A.; Gómez, M. A.; López, R.; (2001). La importancia de incluir análisis de toxicidad en descargas industriales y municipales que afectan a los cuerpos receptores. *Ingeniería Hidráulica en México*. México D.F.

Sarina J. E. (Junio 2004). Biofiltration in México. *BioCycle*, 46 (6): 39.

Shaul, Glenn M., Holdsworth T.J., Dempsey C.R., Dostal K.A. (1991). Fate of Water Soluble Azo Dyes in Activated Sludge Process. *Chemosphere*, 2(1-2):107-119.

Sttot, R., May, E., Matsushita, E., Warren A., 2001. Protozoan predation as a mechanism for the removal of *cryptosporidium* oocysts from wastewaters in constructed wetlands. *Water Sci. Technol.* 44, 191-198.

Tan, Nico C.G. (2001). Integrated and sequential anaerobic/aerobic biodegradation of azo dyes. Tesis para obtener el grado de Doctor en la Universidad de Wageningen, Dinamarca.

Tousignant, E., Fankhauser, O., Hurd, S., 1999. Guidance manual for the design, construction and operations of constructed wetlands for rural applications in Ontario. Stantec Consulting Ltd Research and Technology Transfer Group. Canada Program of the Agricultural Adaptation Council, Ontario.

USEPA, 1999. Manual Constructed wetlands treatment of municipal wastewaters. National Risk Management Research Laboratory. Office of Research and Development. U.S. Environmental Protection Agency. Cincinnati, Ohio 45268. EPA/625/R-99/010.

USEPA (2000). Design Manual. Constructed wetlands and aquatic plant systems for municipal wastewater treatment. EPA 625/111-88/022, U.S. EPA CERL, Cincinnati, OH, EEUA.

USEPA 2007. Wastewater Technology Fact Sheet. EPA /832/F-00/023. Wetlands: Subsurface flow..Office of Water. Washington, D.C.

Vacca G., Wand, H., Nikolausz M, Kusch P, Kästner M., 2005. Effect of plants and filter materials on bacteria removal pilot-scale constructed wetlands. *Wat. Res.* 39, 1361-1373.

Vandevivere, P. C., Bianchi, R. & Verstraete, W., (1998) Treatment and Reuse of Wastewater from the Textile Wet – Processing Industry: Review of Emerging Technologies. *J. Chem. Technol. Biotechnol.* 72, 289 – 302.

- Venceslau, M.; Correia, T. S. y Simon, J. J. (1994). Characterization of textile wastewaters – a review. *Environmental Technology*, 15: 917 - 929.
- Vymazal, J., 2005. Horizontal sub-surface flow and hybrid constructed wetland systems for wastewater treatment. *Ecol. Eng.* 25, 478-490.
- Wallace, Trevor, 2001. Biological Treatment of a Synthetic Dye Water and an Industrial Textile Wastewater Containing Azo Dye Compounds. Thesis submitted to the *faculty of Virginia Polytechnic Institute and State University* in partial fulfillment of the requirements for the degree of Master of Science in Environmental Engineering.
- Wallace, S. 2001. Advanced designs for constructed wetlands. *Biocycle*. 42, 40-44.
- Wand, H., Vacca, G., Kuschk, P., Krüger, M., Kästner, M., 2007. Removal of bacteria by filtration in planted and non-planted sand columns. *Wat. Res.* 41, 159 – 167.
- Wang, Yuxin y Yu, Jiang, (1991) Adsorption and degradation of synthetic dyes on the mycelium of *trametes versicolor*. *Water Science and Technology*. 38, 233-238.
- Wouters, H. y Jones, W. (Julio 2004). Focus on Nitrification. *Water and Wastewater Treatment*, 47 (7): 18 – 19.
- WSP-LAC (Water and Sanitation Program – Latin America and Caribbean) 2006. Biofiltro: Una opción sostenible para el tratamiento de aguas residuales en pequeñas localidades. <http://www.wsp.org/filez/pubs/biofiltro.pdf>.
- Zdragas, A., Zalidis, G.C., Takavakoglou, V., Katsavouni, S., Anastasiadis, E.T., Eskridge, K., Panoras, A., 2002. The effect of environmental conditions on the ability of a constructed wetland to disinfect municipal wastewaters. *Environmental Management*, 29 (4), 510–515.
- Zissi U., G. Lyberatos, and S. Pavlous. (1997). Biodegradation of p-aminobenzene by *Bacillus subtilis* under aerobic conditions. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 19:49-55.
- Zollinger, Heinrich. (1991). *Color Chemistry: Syntheses, Properties and Applications of Organic Dyes and Pigments*. 496 pp.