



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA

**REMOCIÓN BIOLÓGICA SIMULTÁNEA DE FÓSFORO Y NITRÓGENO
DE AGUA RESIDUAL EN UN REACTOR DE LECHO MÓVIL**

**T E S I S
QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN INGENIERÍA (AMBIENTAL)
P R E S E N T A:**

JULIO CÉSAR MORALES MEJÍA

**TUTOR:
DR. SIMÓN GONZÁLEZ MARTÍNEZ**



**INSTITUTO
DE INGENIERÍA
UNAM**

2006



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

JURADO ASIGNADO:

Presidente: Dra. Petia Mijaylova Nacheva
Secretario: Dr. Alfonso Durán Moreno
Vocal: Dr. Simón González Martínez
1er Suplente: Dra. Gabriela Moeller Chávez
2do Suplente: Víctor Manuel Luna Pabello

Lugar donde se realizó la tesis:

INSTITUTO DE INGENIERÍA, UNAM

TUTOR DE TESIS
DR. SIMÓN GONZÁLEZ MARTÍNEZ

FIRMA

AGRADECIMIENTOS

Agradezco...

...principalmente a mis padres, que siempre me han apoyado y son la principal razón que he tenido para culminar mis proyectos; sin su apoyo yo no habría siquiera comenzado más de uno. Me siento infinitamente agradecido por el amor, la felicidad y la ayuda que me han brindado a lo largo de mi vida.

... a mi hermano, quien ha sido un gran amigo, me ha apoyado muchísimo, ha compartido penas y glorias y ha traído mucha alegría a mi vida.

... a Lili por ser así, tan linda; por compartirme este periodo de su vida, dando felicidad a la mía, por brindarme una mano siempre que la he necesitado, por ser tan sencilla de espíritu y tan grande de corazón y por mostrarme en vivo ejemplo que cuando amas hay que hacerlo con todas tus fuerzas.

... a la Universidad Nacional Autónoma de México por abrirme sus puertas una vez más y permitirme vivir una etapa muy importante de mi vida académica y profesional: el estudiar esta Maestría en Ingeniería Ambiental.

... al Dr. Simón González Martínez por guiarme en el desarrollo de este trabajo, compartir parte de sus conocimientos y experiencia profesional, enseñarme que lo que uno haga debe ser realizado rápido, bien y con el mayor entendimiento posible, por mostrarme que las personas valen por sus acciones y no por su carácter y, sobretodo, por recordarme que la competencia para alcanzar sus metas no es con los demás, sino con uno mismo.

... al Dr. Oscar González Barceló, por ayudarme a ver la solución a muchos de los problemas por los que pasé y por compartir sus conocimientos y su tiempo, siempre con esa gran calidad humana que le caracteriza.

... al Instituto de Ingeniería de la UNAM, que me recibió y abrió las puertas de sus instalaciones para realizar mi trabajo, eventos académicos para ampliar mi preparación y actividades culturales de gran calidad.

... a CONACyT por su apoyo económico y profesional, sin el cual me hubiera sido muy difícil culminar el presente trabajo.

... a la IQ Margarita Alonso, quien me acercó al área de la Ingeniería Ambiental por primera vez y ha estado siempre dispuesta a brindarme su consejo y, más importante aún, su amistad.

... a mis amigos de antaño por su presencia y apoyo durante esta etapa de mi formación y por entender que me tuve que distanciar un poco durante estos dos años. En particular, a Marco Régulo, Pablo González, David García, Maricela Benitez, Guadalupe Montes de Oca, Vannessa Cano y Jessica Herrera.

... al H. municipio de Cuautitlán Izcalli por haberme ayudado en gran medida para asistir a la IFAT 2005 en Munich, lo cual me enriqueció como profesionista y como ser humano. En particular a los licenciados. Alfredo Durán Reveles y Luis Fernando Ortiz por su interés y confianza en mi, de la misma forma que a las demás personas del ayuntamiento que directa o indirectamente contribuyeron en ello.

... a mis amigos y amigas de penas (quizá sea mejor decir de penas y glorias, pero fueron más penas en algunos días) de la maestría, entre los que están Schere Piña, Elda Flores, Antonio Linares, Pedro

Castrejón, Gaby Vargas, Alberto Valdivia, Edgar Ortiz, Judith Trujillo, Alfredo Estrada, Dulce Cid, Dulce Leyva, Sharon, Jessica, Marcos, Don Eduardo de la PTAR, Caro, Miguel, Alexis, Rosa, Laura, Mariana y Perla.

... al Ing. Juan Hilario García y a todo el personal de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Ciudad Universitaria por todas las facilidades prestadas al desarrollote este trabajo.

... al personal del Instituto de Ingeniería por el gran apoyo que me brindó a lo largo de este par de años. En particular, agradezco a Lupita Urquiza, Soledad Lucario, Roberto Briones, Don Pedro y a Raúl y Alfredo del taller mecánico.

... a mis alumnos de la FES Cuautitlán, quienes me han hecho sentir con más fuerza ese deseo por poner mi granito de arena en el cuidado de nuestro mundo y, sobre todo, de nuestro país.

... a todas aquellas personas, involucradas o no en este trabajo, que influyeron de alguna forma en el mismo; algunas facilitando el camino, otras poniéndole piedras, pero todas dejándome algo positivo al final.

CONTENIDO

	Página
LISTA DE FIGURAS	i
LISTA DE TABLAS	iii
LISTA DE TÉRMINOS	iv
1. INTRODUCCIÓN	01
1.1 Problemática	01
1.2 Objetivos y alcances	03
2. ANTECEDENTES	04
2.1 Crecimiento bacteriano	04
2.2 Películas biológicas	06
<i>2.2.1 Etapas en la formación de una película biológica</i>	10
<i>2.2.2 Regeneración y tiempos de retención celular</i>	11
2.3 Eliminación biológica de nitrógeno	13
<i>2.3.1 Nitrificación</i>	14
<i>2.3.2 Desnitrificación</i>	16
2.4 Eliminación biológica de fósforo	18
2.5 Reactores secuenciales por lotes o discontinuos (SBR)	22
2.6 Reactores de lecho móvil	25
2.7 Remoción simultánea de fósforo y nitrógeno del agua residual en sistemas SBR	26
3. METODOLOGÍA	29
3.1 Descripción del sistema experimental	30
<i>3.1.1 Reactor piloto</i>	30
<i>3.1.2 Material de soporte de microorganismos</i>	32
3.2 Desarrollo de la experimentación	33
<i>3.2.1 Forma de operación del reactor discontinuo</i>	34
3.3 Muestreo	36
3.4 Análisis de las muestras	37

4.	RESULTADOS	39
	4.1 pH y temperatura	41
	4.2 Sólidos suspendidos totales	46
	4.3 Carga orgánica	49
	4.4 Demanda química de oxígeno (DQO)	52
	<i>4.4.1 DQO sobrenadante</i>	52
	<i>4.4.2 DQO soluble</i>	56
	<i>4.4.3 DQO y SST en el influente</i>	57
	4.5 Nitrógeno amoniacal	58
	4.6 Nitrógeno de nitritos	64
	4.7 Nitrógeno de nitratos	66
	4.8 Fósforo de ortofosfatos	69
	4.9 Biomasa	74
5.	CONCLUSIONES	77
6.	REFERENCIAS	79
	ANEXOS	84

LISTA DE FIGURAS

Figura	Título	Página
2.1	Fases del crecimiento bacteriano en cultivo discontinuo	05
2.2	Representación de la estructura de una película biológica que muestra el flujo de nutrientes	10
2.3	Posibles transformaciones de las especies de nitrógeno en un sistema de tratamiento biológico de aguas residuales	13
2.4	Metabolismo de las BAF y comportamiento de ortofosfatos en la fase líquida en un sistema discontinuo que remueve fósforo	19
3.1	Configuración básica del reactor	30
3.2	Sistema experimental: reactor discontinuo de lecho móvil a nivel piloto (Vistas lateral y superior)	31
3.3	Cubos de poliuretano (material de soporte) sin película biológica	33
4.1	pH a lo largo de la experimentación	42
4.2	Perfil de pH para un ciclo de operación	43
4.3	Progresión de la temperatura a lo largo de la experimentación (determinada diario a las 8:10 horas)	44
4.4	Perfiles de temperatura durante dos días de experimentación de la etapa 3	45
4.5	Perfil de temperatura para un ciclo de operación	45
4.6	Sólidos suspendidos totales en influente y efluente a lo largo de la experimentación	47
4.7	Sólidos suspendidos totales en el efluente con respecto a los del influente	48
4.8	Perfil de SST para un ciclo de operación	48
4.9	Carga orgánica a lo largo de la experimentación calculada con las DQO total y sobrenadante	50
4.10	Relación de las DQO total y sobrenadante del influente con los SST del influente	51
4.11	Comportamiento de la DQO sobrenadante a lo largo de la experimentación	53
4.12	Remoción de DQO sobrenadante	54
4.13	Tasa específica de remoción de DQO sobrenadante	54
4.14	Perfil de DQO soluble y SST para un ciclo de operación	56
4.15	DQO suspendida y su relación con los SST en el influente	57
4.16	Relación entre la DQO total y la DQO suspendida en el influente	57
4.17	Comportamiento del nitrógeno amoniacal a lo largo de la experimentación	58
4.18	Efecto de la carga aerobia de amonio sobre la remoción de nitrógeno amoniacal	60
4.19	Relación entre la carga de amonio en la fase aerobia y el N-NH ₄ en el efluente	61
4.20	Efecto de la carga de orgánica sobre la remoción de amonio	61

4.21	Tasa específica de consumo de amonio con respecto a la carga de amonio en la fase aerobia	62
4.22	Perfil de nitrógeno amoniacal para un ciclo de operación	63
4.23	Comportamiento del nitrógeno de nitritos a lo largo de la experimentación	64
4.24	Perfil de nitrógeno de nitritos para un ciclo de operación	65
4.25	Comportamiento del nitrógeno de nitratos a lo largo de la experimentación	66
4.26	Comportamiento del nitrógeno inorgánico (suma de nitrógeno de nitritos, nitratos y amoniacal) a lo largo de la experimentación	67
4.27	Perfil de nitrógeno de nitratos para varios ciclos de operación	68
4.28	Comportamiento del fósforo de ortofosfatos a lo largo de la experimentación	70
4.29	Perfil de fósforo de ortofosfatos para varios ciclos	71
4.30	Perfil de ortofosfatos y de oxígeno para ciclos de operación	72
4.31	Comportamiento de la biomasa a lo largo de la experimentación	74
4.32	Estructura del material de soporte sin poblar (a) y poblado (b)	75
4.33	Tiempo de retención celular y carga orgánica	76

LISTA DE TABLAS

Tabla	Título	Página
2.1	Estequiometría de la desnitrificación según el sustrato oxidado	17
3.1	Características básicas de las etapas experimentales	34
3.2	Características de los ciclos de operación del reactor	35
3.3	Programa de muestreo	38
3.4	Sensibilidad y límite de detección de las técnicas analíticas empleadas	38
4.1	Desarrollo de las etapas de experimentación	40
4.2	Características de las etapas experimentales	41
4.3	Comportamiento del pH a lo largo del experimento	42
4.4	Comportamiento de los SST en influente y efluente durante las etapas experimentales	46
4.5	Estadística descriptiva y normalidad para la carga orgánica	52
4.6	6 Estadística descriptiva y pruebas de normalidad e igualdad de medias para los valores de DQO sobrenadante en el efluente y las remociones alcanzadas	55
4.7	Estadística descriptiva y pruebas de normalidad e igualdad de medias para los valores de N-NH ₄ en el efluente y las remociones alcanzadas	59
4.8	Ortofosfatos: pruebas de normalidad y de igualdad de medias y estadística descriptiva para la liberación en fase anaerobia y la remoción	70
A.1	Perfiles de contaminantes en ciclos analizados parcialmente	100

LISTA DE TÉRMINOS

ADN	Ácido desoxirribonucleico
A_{sp}	Área superficial del material de soporte (m^2)
AGV	Ácidos grasos volátiles
AnSBR	Reactor discontinuo anaerobio
ARN	Ácido ribonucleico
BAF	Bacterias acumuladoras de fosfatos
bs-DQO	Demanda química de oxígeno soluble biodegradable
$C(NH_4)$	Carga de amonio en la fase aerobia ($gN-NH_4/m^2 \cdot d$)
CO	Carga orgánica ($gDQO/m^2 \cdot d$ ó $gDQO/m^3 \cdot d$)
DBO	Demanda bioquímica de oxígeno
DQO	Demanda química de oxígeno
DQO_o	Demanda química de oxígeno en el influente
EPA	Environmental Protection Agency (Agencia de protección ambiental)
EPS	Extracellular Polymeric Substances (Sustancias poliméricas extracelulares)
F/M	Relación de alimento a microorganismos ($gDQO/gSSTLM \cdot d$)
OAG	Organismos acumuladores de glucógeno
HSLs	Homo Serine Lactones (Lactonas de homoserina aciladas)
ICEAS	Intermittent Cyclic Extended Aeration Systems (Sistemas de Aeración Extendida de Ciclo Intermitente)
IDEAL	Intermittent Decanted Extended Aeration Lagoons (Lagunas de Aeración Extendida Decantadas Intermitentemente)
Kd	Constante cinética de decaimiento ($gSST/gSSTd$)
$k_{d,n}$	Constante cinética de decaimiento endógeno para bacterias nitrificantes ($gSST/gSST \cdot d$)
K_n	Constante de saturación media para nitrificación (mg/L)
K_o	Coefficiente de saturación media para oxígeno (mg/L)
MLSS	Mixed Liquor Suspended Solids (Sólidos suspendidos del licor mezclado)
MMSBBR	Moving Media Sequencing Batch Biofilm Reactor (reactor discontinuo de lecho móvil)
N-NH ₄	Nitrógeno amoniacal
N-NO ₂	Nitrógeno de nitritos
N-NO ₃	Nitrógeno de nitratos
N-NO _{3-ef}	Nitrógeno de nitratos del efluente del ciclo previo
N-NO _{3-ini}	Nitrógeno de nitratos al inicio del ciclo
N-NO _{3-inf}	Nitrógeno de nitratos del influente
N-orgánico	Nitrógeno orgánico

OD	Oxígeno disuelto
pH	Potencial de hidrógeno
PHA	Poli hidroxí alcanoatos
PHB	Poli hidroxí butiratos
poli-P	Polifosfatos
P-PO ₄	Fósforo de ortofosfatos
PVC	Cloruro de polivinilo
Q	Caudal
RR	Relación de recambio volumétrico
RT	Relación del tiempo de llenado en un reactor discontinuo ($t_{\text{llenado}}/t_{\text{ciclo}}$)
SBBR	Sequencing Batch Biofilm Reactor (Reactor discontinuo de película biológica)
SBR	Sequencing Batch Reactor (Reactor secuencial por lotes o discontinuo)
SST	Sólidos suspendidos totales
SSTLM	Sólidos suspendidos totales del licor mezclado
SSVLM	Sólidos suspendidos volátiles del licor mezclado
tc	Tiempo de un ciclo
ti	Tiempo de la fase i
TRC	Tiempo de retención celular
TRH	Tiempo de retención hidráulico
V	Volumen
V _{reacción/ciclo}	Volumen de reacción de cada ciclo
x	Concentración dada de nitratos en el efluente del ciclo previo (mgN-NO ₃ /L)
Xd	Fracción degradable de los SSVLM
Xv	Cantidad de biomasa en el reactor como SSVLM
Y	Coefficiente de rendimiento celular ($\text{gSST}_{\text{creados}}/\text{gDQO}_{\text{removida}} \cdot \text{d}$)
y	Concentración de nitratos en el influente (mgN-NO ₃ /L)
μ_n	Tasa específica de crecimiento para bacterias nitrificantes ($\text{g células nuevas}/\text{g células presentes} \cdot \text{d}$)
$\mu_{n,\text{max}}$	Tasa específica de crecimiento máxima para bacterias nitrificantes ($\text{g células nuevas}/\text{g células presentes} \cdot \text{d}$)

RESUMEN

En México, como en muchos otros países, se produce una gran cantidad de agua residual y sólo un bajo porcentaje es tratado (31 % de la municipal y 17 % de la industrial). Esto lleva a varios problemas ambientales en los cuerpos receptores, entre los cuales se encuentra la eutrofización, la cual es el deterioro acelerado de ríos y lagos causado por el crecimiento excesivo de algas y plantas. Para reducir la velocidad de este proceso es necesario remover del agua residual aquellas sustancias que las algas emplean en su crecimiento, principalmente el fósforo y el nitrógeno. De esta situación surge la necesidad de desarrollar sistemas de tratamiento que puedan separar estos nutrientes de manera eficaz y a un bajo costo. Los reactores de lecho móvil resultan una buena opción para ello, por lo que en este trabajo se estudió el desempeño de un reactor piloto de lecho móvil discontinuo y a nivel piloto para la remoción de estos nutrientes.

El trabajo experimental se dividió en 3 etapas caracterizadas por una diferente carga orgánica y duró 237 días. El reactor se operó en ciclos de 8 horas en los que se aportó aire sólo durante la segunda mitad, y se conservó un volumen remanente constante tras el vaciado.

Los resultados muestran que la eficiencia del reactor está relacionada con la carga orgánica. El reactor mostró una alta remoción de nitrógeno amoniacal (hasta 99 %) cuando la carga orgánica fue 1.35 gDQO/m²·d y la carga aerobia de amonio fue menor a 0.2 gN-NH₄/m²·d. Con esta carga, las bacterias acumuladoras de fosfatos usaron el oxígeno de los nitratos remanentes del ciclo previo durante la primera mitad de los ciclos para su proceso respiratorio, por lo que no acumularon ni removieron fósforo de manera importante. Cuando las cargas orgánica y de amonio en la fase aerobia se incrementaron a 3.7 gDQO/m²·d y a más de 0.5 gN-NH₄/m²·d, respectivamente, la remoción de fósforo fue 42 %, la de nitrógeno amoniacal se redujo a 30 % y la de DQO no varió.

ABSTRACT

In Mexico, like in many other countries, a huge amount of wastewater is produced and only a low percentage of this is treated (31 % of municipal and 17 % of industrial wastewater). It causes some environmental troubles in receiving water bodies, among them it is found anthropogenic eutrophication, which is the accelerated decay of rivers and lakes caused by excessive algae and plants growing. In order to reduce the rate of this process it is required to remove from wastewater those substances that algae use to grow, being nitrogen and phosphorus the most important. Because of this situation, it emerges the need of developing a treatment system able to efficiently separate these nutrients at low costs. Moving bed biofilm reactors (MBBR) are a good option to reach this goal. Because of MBBR advantages, this work deals about the performance of a pilot batch MBBR on removing these nutrients.

The experimental work was divided into stages that were characterized by a different organic loading rate and lasted 237 days. The reactor was run in 8 hours cycles with 20 minutes for filling and draining, in which air was supplied just during the second half of reaction time, and a constant remaining water volume was kept after draining.

The outcomes show that reactor efficiency is related with organic loading. Reactor reached high ammonia nitrogen removal (up to 99 %) when organic loading was $1.35 \text{ gCOD}_{\text{supernatant}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ and aerobic ammonia loading was less than $0.2 \text{ gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$. With this organic loading, phosphate accumulating bacteria consumed remaining nitrates oxygen (from the previous cycle) during first half of cycle time in their respiratory processes, so they neither accumulated nor removed phosphorus in an important amount. When organic and aerobic ammonium loading rates were increased to $3.7 \text{ gCOD}_{\text{supernatant}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ and to more than $0.5 \text{ gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$, respectively, phosphorus removal increased up to 42 %, ammonium removal was diminished to 30 % and COD removal did not show any change.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Problemática

En la Ciudad de México se genera agua residual diariamente y una gran parte de ésta se utiliza sin tratamiento en el riego de campos de cultivo debido a que los nutrientes que contiene son apreciados en las actividades agrícolas. Esto se da a pesar de que los patógenos que contiene ponen en riesgo la salud de los usuarios.

Otra parte del agua residual llega a cuerpos receptores naturales para que siga su curso al filtrarse a través del suelo o al fluir en cauces superficiales. En ambos casos se tienen efectos adversos sobre los ecosistemas. Cuando llega a sistemas naturales la materia biodegradable que contiene causa una disminución en la concentración de oxígeno disuelto con la posibilidad de consumirlo en su totalidad y dificulta o imposibilita la subsistencia de organismos superiores; el nitrógeno, el fósforo y otros nutrientes favorecen la eutrofización en embalses y los nitratos y nitritos causan problemas de salud.

La remoción de materia biodegradable y de nutrientes es importante cuando el agua ha de ser devuelta a cuerpos naturales. En México, debido a que la razón de este tratamiento es ética más que lucrativa,

muchas entidades generadoras de agua residual no la tratan antes de desecharla, a pesar de que la legislación ambiental se los exige, y quienes lo hacen no suelen enfatizar en la remoción de nitrógeno y fósforo.

SEMARNAT (2005) presenta el grado de contaminación de los cuerpos de agua superficiales con base en el índice de calidad del agua (ICA) e indica que el 22 % de los cuerpos de agua superficiales del país se encontraban contaminados o muy contaminados y el 51 % se consideraban poco contaminados en 2001. Además, de acuerdo con lo presentado por INEGI (2006), en el año 2004 se produjeron 17 702 948 m³/día de agua residual municipal a nivel nacional, de los cuales se trataron 5 576 428.8 m³/día, lo cual constituye el 31.50 % del volumen diario producido. En tanto, el sector industrial generó 13 564 800 m³/día de agua residual en ese mismo año, de la cual se trataron 2 366 755 (17.37 %).

Tratar el agua residual es importante debido a los riesgos a la salud pública, al alto porcentaje de sistemas acuáticos contaminados en algún grado por los grandes volúmenes que no se tratan y la carencia creciente de este recurso natural en México. Dado que esto no es una actividad lucrativa (para quien genera el agua residual), se han desarrollado tecnologías de tratamiento eficientes y económicas para aumentar la participación pública y privada en el tratamiento de las aguas residuales que recarguen cuerpos hídricos o se usen para riego. Una de esas tecnologías es el reactor secuencial por lotes o discontinuo (SBR por sus siglas en inglés), el cual resulta ventajoso respecto a otros sistemas debido al menor espacio requerido, a la capacidad de controlar la calidad del efluente, la resistencia a cambios en la cantidad de materia orgánica recibida y a la eliminación de nutrientes.

Dentro de las variantes de los reactores biológicos discontinuos se tiene el uso de materiales de soporte para el crecimiento de microorganismos adheridos a ellos, lo cual aumenta la cantidad de biomasa activa (por unidad de volumen de reactor) en la degradación y utilización de contaminantes. Algunos de estos materiales son poliuretano, polietileno, tezontle, poliamida y polipropileno, y se han empleado como lecho fijo, fluidizado y móvil.

En los reactores de lecho fijo y fluidizado se han eliminado nutrientes de manera individual y simultánea (Garzón y González, 1996; Li et al., 2003; Castillo et al., 1999; Maurer et al. 2001; Cuevas et al. 1998), obteniendo remociones de diversas magnitudes. En reactores de lecho móvil también se ha logrado su remoción de manera importante (Pastorelli et al., 1999; Ødegaard, 2001), los cuales además presentan algunas ventajas hidráulicas respecto a los de lecho fijo o fluidizado: no requieren retrolavado y el mezclado es más eficiente debido a que el material de soporte es transportado por las corrientes internas del reactor (Gravilescu y Macoveanu, 2000).

Enumeradas algunas ventajas de los sistemas de lecho móvil y dado que hasta ahora no se cuenta con información sobre la remoción simultánea de nitrógeno y fósforo en sistemas SBR de lecho móvil a

nivel piloto con espuma de poliuretano como medio de inmovilización de microorganismos, fue conveniente realizar este estudio en el que se determina si es posible remover simultáneamente estos nutrientes del agua residual, sin la adición de sustrato externo y con el empleo de este medio de soporte poroso y de fácil acceso.

1.2 Objetivos y alcances

Objetivo principal

- Separar nutrientes (nitrógeno y fósforo) de agua residual municipal en un reactor de lecho móvil discontinuo utilizando como medio de soporte un material poroso.

Objetivos secundarios

- Determinar las características de operación del reactor bajo las cuales se logre la mejor remoción de nutrientes.
- Determinar la relación entre el tiempo de retención celular y la carga orgánica aplicada.

Alcances

- Utilizar un material poroso (hule espuma) para inmovilizar microorganismos
- Realizar el trabajo experimental en un reactor discontinuo a nivel piloto alimentado con agua residual municipal proveniente de Ciudad Universitaria y Copilco.
- Utilizar la carga orgánica como parámetro de operación.

2. ANTECEDENTES

2.1 Crecimiento bacteriano

Las bacterias son los principales microorganismos encargados de la remoción de contaminantes del agua residual y su crecimiento se da cuando una de ellas se divide en dos células idénticas, lo cual es llamado fisión binaria. Este proceso se da bajo condiciones ambientales adecuadas y concentraciones suficientes de micro y macro nutrientes. El tiempo requerido para la duplicación del número de bacterias se denomina *tiempo de generación* y es característico para cada especie (por ejemplo, las enterobacterias se dividen cada 15-30 minutos y *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* requieren entre 5 y 10 horas para hacerlo a 20 ° C); su recíproco es la *tasa de crecimiento* y el tiempo necesario para la duplicación de la masa celular se nombra *tiempo de duplicación* (Schlegel, 1997).

Cuando se traza la curva correspondiente a la cantidad de bacterias presentes contra el tiempo de crecimiento o las generaciones, para un cultivo por lotes, se obtiene una curva con varias fases importantes (figura 2.1):

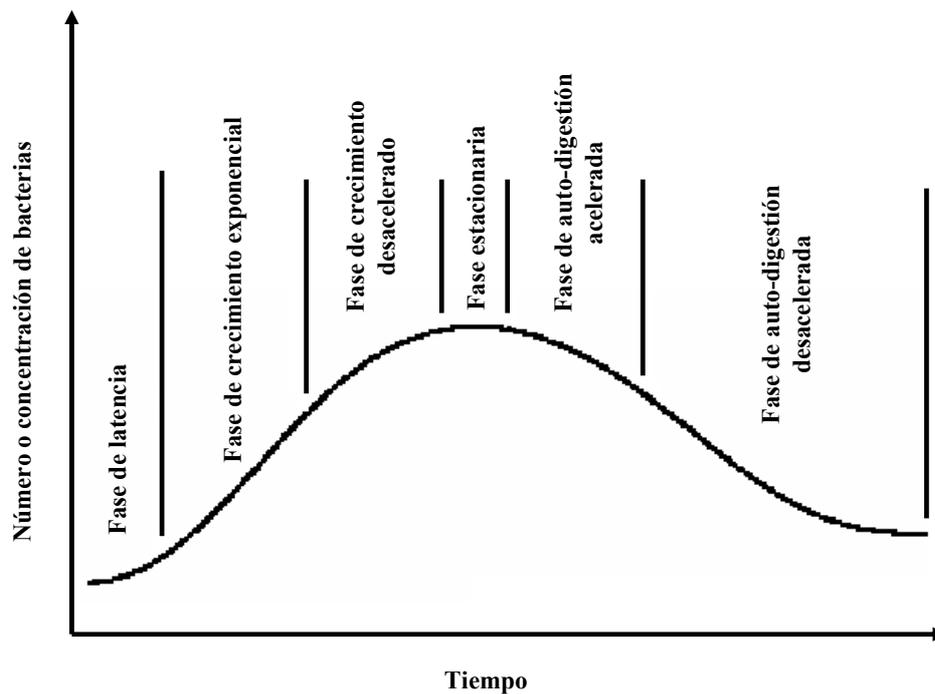


Figura 2.1 Fases del crecimiento bacteriano en cultivo discontinuo (basada en Schlegel, 1997 y Madigan et al., 2003).

La *fase de latencia* o *lag* es aquella en la que las células no realizan división celular o se da con baja rapidez de crecimiento. Las enzimas que no están presentes en la célula hasta que se suministra un nuevo sustrato se llaman inducibles, y cuando están generalmente presentes, constitutivas. Si un nuevo sustrato se metaboliza con una enzima constitutiva, la fase de latencia será mucho menor o incluso inexistente; si el inóculo proviene de un cultivo en crecimiento exponencial en el mismo medio de cultivo, esta fase será también corta o inexistente.

La fase de *crecimiento exponencial* es aquella en la que la reproducción celular se da más activamente y los tiempos de generación alcanzan un valor mínimo y constante. Tras este crecimiento exponencial, la menor cantidad de alimento disponible y las muertes bacterianas tienden a equilibrar el número de nuevas células hasta que el crecimiento neto es cero y se tiene la *fase estacionaria* (Metcalf & Eddy, 2004). En la etapa estacionaria, la disminución de la tasa de crecimiento se debe a que la concentración de sustrato alcanza valores mínimos. En esta fase aún pueden utilizarse los materiales de reserva celular y sintetizarse enzimas y, a pesar de que no ocurre crecimiento neto, hay una actividad celular residual. Esta actividad puede ser mantenida sólo por un periodo limitado hasta que, debido a la falta de alimento, las células comienzan a morir. Es entonces cuando se observan las *fases de auto-digestión acelerada* y *auto-digestión desacelerada* (Schlegel, 1997; Madigan et al., 2003).

2.2 Películas biológicas

El uso de películas biológicas en tratamiento de aguas tiene ventajas respecto a otros sistemas biológicos: permite retener biomasa en el reactor a una rapidez mayor a la que se extrae con el efluente cuando hay fallas, la difusión lenta le confiere una alta resistencia a la presencia de sustancias tóxicas y a cargas orgánicas repentinas, presenta poblaciones microbianas heterogéneas, es más fácil separar el agua tratada de la biomasa, permite una concentración de biomasa mayor que aquella en sistemas convencionales de biomasa en suspensión, hace posible obtener un mayor tiempo de retención celular, ofrece la posibilidad de tratamiento de materiales recalcitrantes, puede operarse en sistemas continuos y por lotes y, en continuo, la tasa de crecimiento se puede manipular independientemente de la tasa de dilución (Komisar y Switzenbaum, 1986; Gravilescu y Macoveanu, 2000). Sin embargo, estas ventajas tienen un costo: las películas ofrecen una resistencia a la transferencia de masa, de tal forma que las reacciones dentro de la película biológica son gobernadas por los fluxes (flujos másicos por unidad de superficie) potencialmente limitantes, ya sea de donadores de electrones, aceptores o de ambos, y se limitan por la cinética particular para los organismos y el sustrato (Komisar y Switzenbaum, 1986).

Una película biológica es una estructura adherida a un soporte generalmente inerte y compuesta de microorganismos, polímeros extracelulares que las mismas células producen (poli- β -hidroxibutiratos o PHB) y materia de origen inorgánico capturada del líquido e incorporada a la película. Esta estructura forma agregados celulares que están separados por poros y canales intersticiales, los cuales crecen sobre una matriz de PHB (González, 1998; Gavrilescu y Macoveanu, 2000; Orantes et al., 2001). En estos sistemas los microorganismos constituyen entre el 2 y el 5 % de la biomasa total y los polímeros extracelulares producidos por los microorganismos o provenientes de la lisis celular (carbohidratos, proteínas, ADN y sustancias húmicas) son la mayor parte de la masa de la película (Bishop, 2003).

La propensión de algunos microorganismos a formar películas biológicas se debe a que con ello la velocidad relativa entre los microbios inmovilizados y el líquido aumenta (esto genera un mayor transporte convectivo de nutrientes) y la uniformidad de los nutrientes disueltos se interrumpe al ser consumidos localmente, lo cual genera gradientes de su concentración (Lewandowski y Beyenal, 2003) que aumentan la transferencia de masa de nutrientes a la película.

Los polímeros extracelulares, a veces también referidos como sustancias poliméricas extracelulares (EPS), son considerados como una estructura porosa abierta, con espacios llenos de agua. El tamaño de esos poros permite que sólo las sustancias solubles puedan moverse libremente en tanto que las coloidales y las partículas quedan atrapadas. Las EPS son importantes para las películas debido a que están relacionados con la adhesión inicial de las bacterias al material de soporte, protegen a los microorganismos de la deshidratación y de sustancias tóxicas y brindan propiedades de intercambio iónico debidas a los grupos funcionales superficiales con carga negativa que se pueden unir a cationes como metales pesados (Bishop, 2003; Le Cloirec et al., 2004).

Los componentes que no pueden moverse libremente debido a que están adheridos entre ellos o atrapados son las fases sólidas de la película (Characklis y Wilderer, 1989). Como la materia orgánica coloidal o en suspensión queda retenida en los poros, ésta debe ser hidrolizada en la superficie por exoenzimas antes de su ingreso a la película (Garzón y González, 1995; Vetter et al., 1998), en tanto que las partículas más pequeñas penetran más rápido las membranas bacterianas.

La mayor parte de los microorganismos de una película biológica son bacterias (90 % en base seca), principalmente heterótrofas, aunque puede haber una fracción importante de autótrofas cuando se presentan las condiciones adecuadas. El resto de los microorganismos presentes se conforma por, protozoarios, metazoarios y, en algunos casos, una pequeña fracción de diatomeas. En particular, los metazoarios desempeñan un papel importante en el control de la población bacteriana y en el proceso de desprendimiento de la película biológica (González, 1998; Bishop, 2003).

Recientemente se ha demostrado que las bacterias pueden comunicarse entre ellas y se ha postulado que usan esta capacidad para controlar la construcción de películas biológicas, prevenir la sobrepoblación y crear canales para el movimiento y transporte másico máximo de nutrientes. Esta comunicación es llamada *Quorum sensing*, en la cual las bacterias liberan al medio compuestos llamados auto-inductores y, al incrementarse la densidad de población, la concentración de estos compuestos lo hace también hasta que es lo suficientemente alta para enlazarse a los receptores sobre o dentro de la bacteria origen o alguna cercana. La señal es entonces traducida a una señal bioquímica intracelular o una expresión genética alterada, lo cual induce una variedad de cambios fisiológicos para la adaptación bacteriana. Esta comunicación es establecida mediante 3 tipos de auto-inductores: lactonas de homoserina aciladas (HSLs) en bacterias Gram negativas, péptidos de auto-inducción en Gram positivas y compuestos tipo auto-inductor-2 en ambas (Bishop, 2003; Raffa et al., 2005).

Las películas biológicas se desarrollan gracias a la habilidad de varios microorganismos de adherirse a una superficie y crecer sobre ella. Algunas de esas superficies son piedras, arena, carbón de leña, metales y espumas y láminas de plástico. Estos materiales pueden ser lisos, porosos, inertes o, como la celulosa, servir de alimento a los organismos de la película (Characklis y Wilderer, 1989). Hay varios factores que afectan el desarrollo de una película biológica sobre un medio dado (Gravilescu y Macoveanu, 2000; González, 1998):

Propiedades del material de soporte

a) Carga superficial: La superficie bacteriana posee una carga eléctrica negativa a valores de pH mayores a 4-5, por lo que las bacterias son atraídas a superficies con carga positiva. Así, un medio de soporte con carga positiva facilita la formación de la película.

b) Rugosidad de la superficie y tamaño de poro: Las superficies con poros grandes favorecen el crecimiento bacteriano y las rugosas proporcionan una mayor área para la adherencia bacteriana. La película puede crecer hacia adentro y afuera de los poros del material de soporte, lo cual origina una mayor resistencia mecánica al desprendimiento de fracciones de la película.

Propiedades de la superficie celular

La célula bacteriana suele tener regiones hidrofóbicas e hidrofílicas y sólo cuando la bacteria y el medio tienen el mismo tipo de afinidad por el agua se atraen. Así, bacterias predominantemente hidrofóbicas son atraídas por soportes como polietileno, poliestireno y poliamida. En tanto, microorganismos hidrofílicos son atraídos por materiales como dióxido de silicón (Valdivia, 2002).

Procesos de difusión y adsorción

a) Procesos de difusión en flujo laminar: una vez que la célula está en contacto con una superficie, puede ser alejada o adsorbida. Estos procesos son función de los movimientos brownianos y de tipo aleatorio de las células.

b) Adsorción: las células pueden ser adsorbidas física o químicamente, lo cual afecta la resistencia de la película a los esfuerzos cortantes del agua. La adsorción física es reversible y la química no, por lo que una película quimi-adsorbida es más resistente que una película fisi-adsorbida.

Desprendimiento de la biomasa

Las células pueden ser removidas de la película biológica por esfuerzos cortantes causados por el flujo de líquido, lo cual se disminuye con soportes rugosos y es dependiente del estado fisiológico celular. El desprendimiento de células y otras partículas de la película biológica puede ser dividido en 4 procesos diferentes: 1) consumo de bacterias de la superficie de la película por protozoarios, 2) erosión (debida a los esfuerzos cortantes del agua sobre la película), 3) abrasión (choque de partículas, algunas cubiertas con microorganismos) y 4) pérdida periódica de trozos de película debida al consumo de los polímeros extracelulares en las regiones no penetradas. Estos procesos de desprendimiento son importantes debido a que el tipo de bacterias predominante y la cantidad de predadores pueden ser modificados con la frecuencia de desprendimiento (Cunningham, 1989; Bishop, 2003).

Entonces, la formación de una película biológica es el resultado neto de la aglomeración y separación de las células al material de soporte, el crecimiento de las adheridas, el desprendimiento de material celular de la película y la filtración de biomasa suspendida en medios porosos (Cunningham, 1989).

Las películas biológicas presentan espesores desde algunos micrones hasta más de 1 mm y densidades varias, determinados por el número de Reynolds y la carga orgánica. Si se aplica una carga orgánica alta, el espesor es mayor ya que la tasa de crecimiento de los microorganismos es directamente

proporcional a ella y la densidad (masa de sólidos en base seca por unidad de volumen de la fase sólida), que oscila entre 30 y 100 mg/cm³, decrece al aumentar la carga orgánica (Characklis y Wilderer, 1989; Orantes et al., 2001).

En régimen turbulento la carga orgánica no afecta significativamente el espesor. Al aumentar el número de Reynolds en la fase líquida se incrementa la densidad y disminuye el espesor de la película biológica (Orantes et al., 2001; Wijeyekoon et al., 2004). Sin embargo, si la carga orgánica es demasiado alta, los microorganismos dejan de crecer en colonias debido a que ya no requieren protección ante factores ambientales en la obtención de nutrientes.

Las películas biológicas son porosas en diversas magnitudes. Se ha observado que en ellas existen canales que conectan las secciones profundas de la película con la fase líquida, cuyos diámetros varían desde sub-micrómetros hasta miles de micrómetros (Bishop, 2003). Cuando ahí se tiene el sustrato suficiente la película crece y algunos de esos espacios se llenan con material celular, por lo que la porosidad varía con la profundidad de la película y se encuentra entre 84 y 93 % en las capas superficiales y entre 67 y 68 % en las regiones más profundas (Orantes et al., 2001). De la misma forma que la porosidad, la permeabilidad y la difusividad efectiva disminuyen con la profundidad de la película y varían de un punto a otro sobre su superficie (Bishop, 2003).

La concentración de oxígeno disuelto y de nutrientes en la película biológica depende del espesor de la misma. En general, en las películas delgadas el oxígeno penetra por difusión hasta las capas más profundas, en tanto que en las gruesas no lo hace y se tienen regiones aerobias, anóxicas y anaerobias (González, 1998; Bishop, 2003). De acuerdo con el grosor de la película, ésta puede ser total o parcialmente penetrada por los nutrientes y el oxígeno disuelto (OD). Una película biológica es totalmente penetrada si el OD y los nutrientes pueden llegar hasta las capas más profundas, y cuando estas sustancias no pueden llegar hasta el fondo es parcialmente penetrada (figura 2.2).

La composición química de una película biológica varía con las características del líquido con el que está en contacto y las especies inorgánicas pueden influir en sus propiedades físicas y metabolismo. Por ejemplo, el calcio tiene una gran influencia en la resistencia mecánica y los metales pesados que se unen a los polímeros extracelulares inhiben el metabolismo (Characklis y Wilderer, 1989).

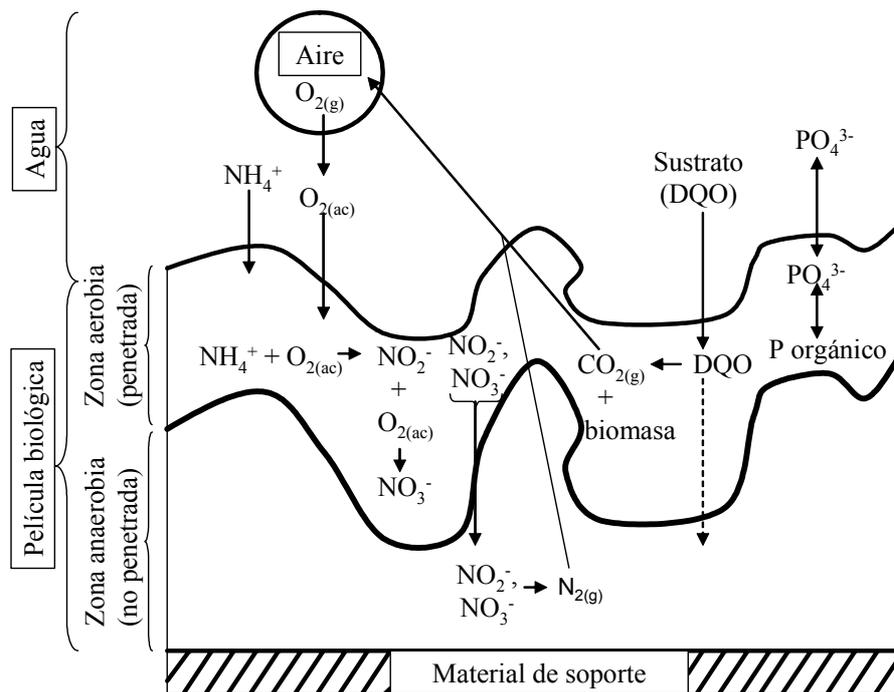


Figura 2.2 Representación de la estructura de una película biológica que muestra el flujo de nutrientes (Basada en González, 1998).

2.2.1 Etapas en la formación de una película biológica

Una película biológica se forma sobre una superficie inmersa en un fluido cuando en éste hay los nutrientes necesarios para el crecimiento microbiano (Percival et al., 2000), el cual se da en un proceso de 4 etapas (González, 1998):

- Colonización o inducción: los microorganismos se transportan hacia el medio de soporte, entran en contacto con éste y se adhieren, poblando la superficie de manera incipiente. El movimiento de los microorganismos hacia el soporte se da por transporte de masa y efectos térmicos, y la fijación puede darse por secreción de polímeros o por flagelos. Una vez que la superficie se ha colonizado, las células microbianas experimentan cambios fenotípicos y producen sustancias poliméricas extracelulares (Percival et al., 2000; Bishop, 2003).
- Adherencia: especies de rápido crecimiento se adhieren al material de soporte después de que éste ha sido colonizado y forman una película delgada. La adherencia puede ser reversible o irreversible. La adhesión reversible es un acoplamiento débil de las células a la superficie, donde las mismas presentan movimiento browniano y pueden ser removidas fácilmente por esfuerzos cortantes suaves. La adhesión irreversible es ayudada por polímeros extracelulares. En ella se establece una unión permanente entre los microorganismos y la superficie.
- Crecimiento oportunista: otros microorganismos de crecimiento más lento usan la película delgada ya formada para fijarse en ella o depredarla y sobrevivir.

- d) Estabilización: Se da cuando la película cuenta con todas las especies de organismos presentes y se tiene un equilibrio trófico. En la práctica esto no se da literalmente, pues hay cambios en las poblaciones debido a factores bióticos y abióticos.

Durante el crecimiento de la película se pueden tener tres configuraciones básicas: la unión de colonias en forma de hongo, en muchos casos dejando canales que penetran casi hasta la base, la formación de columnas unidas al material de soporte por la base (generalmente separadas entre sí) y una película densa en la que las micro-colonias crecen juntas y dejan solamente canales de diámetro pequeño (Bishop, 2003).

2.2.2 Regeneración y tiempos de retención celular

En un sistema de película biológica, al aumentar el aporte de sustrato el número de individuos capaces de utilizarlo tiende a aumentar debido a que sus tasas de crecimiento son directamente proporcionales a la aportación de nutrientes. Las especies que asimilan ese alimento a tasas menores tenderán a ser desplazados por las especies de rápido crecimiento, teniéndose entonces una elevada cantidad de células de pocas especies. Por el contrario, si el sustrato se aporta lentamente, más organismos podrán competir por él, la diversidad de especies será alta y el grosor de la película crecerá lentamente. Además, al tenerse un gran número de especies, la resistencia ante cambios ambientales y sustancias tóxicas es mayor, aunque el tiempo para estabilizar el sistema es también más largo (González, 1998; Orantes et al., 2001).

Una película biológica tiene un crecimiento tal que su grosor aumenta al límite en que la difusión de nutrientes hasta el fondo no es posible y se establecen condiciones anaerobias. En estas regiones las células utilizan reservas endógenas y polímeros extracelulares (como PHBs) para sobrevivir. Debido al consumo de PHBs (hidrólisis), la acción mecánica de macro-invertebrados y los esfuerzos cortantes del agua, la película se debilita y porciones de ésta se desprenden (González, 1998).

En una película biológica, los nutrientes se encuentran a mayores concentraciones en la parte superficial. Los más convenientes para el metabolismo de los organismos de esa región son consumidos y los otros se difunden hacia las regiones más profundas. La profundidad a la que el sustrato y los nutrientes penetran por convección en los canales de la película es proporcional a la velocidad del fluido en contacto con ella. Como la tasa de crecimiento de los microorganismos es directamente proporcional a la concentración de sustrato disponible, los microorganismos en la capa superior se reproducen a una mayor rapidez que los de capas inferiores, con lo que la película tiene una capa muy activa en la región superficial (González, 1998; Vieira y Melo, 1999).

Cuando aumenta el espesor de una película totalmente penetrada se llega a un punto en que los nutrientes no llegan a las capas más profundas debido a su consumo en las regiones externas. Entonces,

la película biológica presenta una región externa aerobia (penetrada) y una anaerobia en la parte más profunda. Conforme la capa totalmente penetrada crece, la no penetrada lo hace también a expensas de células desplazadas de la región totalmente penetrada (el espesor de la capa penetrada tiende a ser constante y depende del gradiente de difusión de nutrientes y oxígeno y de su tasa de consumo).

Este incremento en el espesor de la capa no penetrada ocasiona que después de un tiempo los organismos no tengan nutrientes y/u oxígeno exógenos suficientes para sobrevivir, por lo que las células utilizan entonces una fuente alternativa de nutrientes y activan rutas metabólicas que permitan utilizar un receptor de electrones diferente del oxígeno: los nutrientes son tomados, primero de las reservas internas, y luego de las sustancias poliméricas extracelulares (EPS) y se utilizan en el metabolismo anaerobio fermentativo en el cual los electrones se donan a compuestos orgánicos de cadena corta, principalmente ácidos grasos volátiles. Conforme los PHB se hidrolizan, las moléculas que imparten estabilidad mecánica a la película se desintegran y la capa totalmente penetrada pierde la adhesión al medio de soporte, se desprende y es arrastrada por el agua. Con este desprendimiento de trozos de película las células de la región anaerobia se hallan nuevamente descubiertas, en condiciones aerobias y en contacto con los nutrientes. Con esto, los microorganismos reestablecen el metabolismo aerobio y el crecimiento se da nuevamente hasta tener una película con regiones no penetradas, repitiéndose el desprendimiento (González, 1998).

Las rapidez de crecimiento y desprendimiento de material celular en la película son proporcionales a la carga orgánica. Al definir el *tiempo de regeneración* de la película biológica, con base en lo antes establecido, como el tiempo promedio entre los ciclos de crecimiento y desprendimiento de la película biológica (esto es, el tiempo promedio que los microorganismos permanecen adheridos a la película), se tiene que éste es inversamente proporcional a la carga orgánica.

Para que los organismos puedan establecerse como parte de una película biológica, sus tiempos de duplicación deben ser menores al de regeneración. Si los tiempos de regeneración son breves, se tiene el predominio de bacterias heterótrofas, con pocos rotíferos y macro-invertebrados (cuya gestación es más larga), pero si son extensos pueden tenerse especies de lento crecimiento como bacterias nitrificantes y protozoarios ciliados. Los microorganismos facultativos son los que mejor se adaptan a las condiciones variables de las películas biológicas y pueden competir en ambientes aerobios y anaerobios (González, 1998).

2.3 Eliminación biológica de nitrógeno

Las formas más comunes de nitrógeno en el agua residual son la orgánica, la amoniacal y la oxidada (principalmente como nitratos). En el agua residual municipal recién vertida, cerca del 60 % del nitrógeno es orgánico y el 40 % amoniacal, aunque tras la descomposición bacteriana de materia

proteica y la hidrólisis de la urea, el nitrógeno orgánico es convertido a amonio. Cualquiera de estas formas requiere ser eliminada del agua debido a sus diversos efectos adversos: el amoniaco es tóxico para los peces y otros microorganismos, el ión amonio consume mucho oxígeno en su oxidación, disminuyendo enormemente la cantidad de oxígeno disuelto en el agua, el ión nitrato origina metahemoglobina (la hemoglobina pierde al hierro que transporta el oxígeno), causando metaglobinemia, y, en cualquiera de sus formas, es un nutriente para las plantas que contribuye a la eutrofización de los cuerpos receptores (Sedlak, 1991; Garzón y González, 1995; ADAM, 2004).

En los sistemas de tratamiento biológico de aguas residuales se procura integrar a las sustancias nitrogenadas en alguna de las etapas del ciclo del nitrógeno, por lo que pueden ser transformadas en varios procesos que dependen de la temperatura, la cantidad de materia orgánica y del oxígeno disuelto presentes. Esto resulta en que los efluentes tengan, por lo general, concentraciones del orden de 1 mg/L de nitrógeno orgánico soluble (Sedlak, 1991).

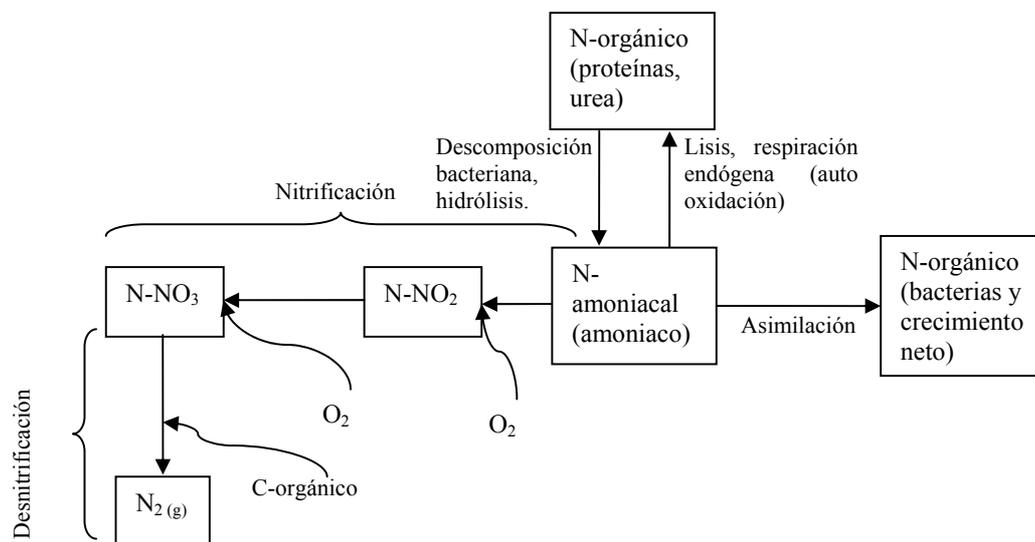


Figura 2.3 Posibles transformaciones de las especies de nitrógeno en un sistema de tratamiento biológico de aguas residuales (Sedlak, 1991).

Una parte del nitrógeno de las aguas residuales es removida por el crecimiento neto bacteriano, proceso denominado asimilación. Considerando que el nitrógeno constituye cerca del 12.5 % de la masa de las células microbianas, se tiene que la eliminación de nitrógeno por asimilación es (Sedlak, 1991):

$$\frac{d(N - NH_4)}{dt} = 0.125 \frac{d(X_v)}{dt} = 0.125 \left(Y - \frac{X_d K_d}{F/M} \right) \quad (\text{Ecuación 2.1})$$

Donde $N - NH_4$ es la concentración de nitrógeno amoniacal, t es el tiempo, X_v es la cantidad de biomasa en el reactor (como SSVLM), Y es el coeficiente de rendimiento, X_d es la fracción biodegradable de

los SSVLM, K_d es la constante de decaimiento endógeno y F/M es la relación de alimento a microorganismos.

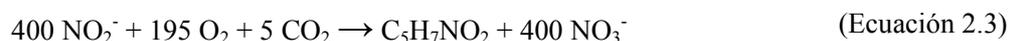
Dado que el coeficiente de rendimiento Y no suele ser mayor que 0.6, la relación teórica máxima de amoníaco removido por asimilación a la DBO eliminada es $0.125(0.6-0) = 0.075$. En la práctica, no se logra más de un 5-6 % de eliminación de nitrógeno por asimilación respecto a la eliminación de DBO del agua residual cruda (Sedlak, 1991).

Otra parte del nitrógeno puede ser removida mediante los procesos de nitrificación y desnitrificación, siendo estos de mayor interés en el tratamiento de aguas residuales debido a que la remoción alcanzada es mucho mayor que aquella debida al crecimiento y a que es posible separarla fácilmente del agua tratada dado que el N_2 o el N_2O , principales productos posibles de la desnitrificación, son gases (Zeng et al., 2004b).

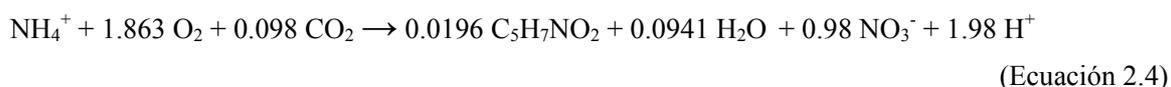
2.3.1 Nitrificación

La nitrificación es la oxidación biológica del nitrógeno en forma de amonio hasta nitratos y es efectuada en dos etapas. Esta oxidación se debe a la acción de bacterias autótrofas, primordialmente aerobias (también pueden ser facultativas), y quimiolitótrofas. Las más importantes son las de los géneros *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, que son aerobias pero pueden sobrevivir en condiciones anóxicas por periodos prolongados. Las primeras oxidan el amonio a nitrito y las segundas, el nitrito a nitrato. (Orantes et al., 2001; Sedlak, 1991). Además de *Nitrosomonas*, especies como *Nitrosococcus*, *Nitrospira*, *Nitrosolobus* y *Nitrosorobrio* son capaces de obtener energía de la oxidación de amonio a nitritos, y *Nitrococcus*, *Nitrospira* y *Nitrooystis* pueden oxidar el nitrito a nitrato (Metcalf & Eddy, 2004).

La reacción química es escrita con diferentes coeficientes estequiométricos, de acuerdo con la extensión de la reacción que mencione el autor. Sin embargo, varios establecen la importancia de la alcalinidad en el medio. Así, una representación de las dos etapas del proceso es:



Aunque, con un error de 5 %, se puede usar la siguiente ecuación global (Metcalf & Eddy, 2004):



En estas reacciones se considera la generación de nuevo material celular (representado como $C_5H_7NO_2$) y el consumo de alcalinidad (en el CO_2 utilizado) y con ellas se calcula que el proceso de nitrificación requeriría 4.44 g de oxígeno por cada gramo de nitrógeno amoniacal oxidado (Sedlak, 1991).

Hay varios factores que afectan la nitrificación: concentración de nitrógeno en el agua residual, DBO, alcalinidad, temperatura, compuestos potencialmente tóxicos, la relación carbono/nitrógeno, el oxígeno disuelto y el tiempo de retención celular (Metcalf & Eddy, 2004; Sedlak, 1991; Orantes et al., 2001).

La presencia de amoníaco (NH_3) o de ácido nitroso no ionizado (HNO_2) inhibe la nitrificación, aunque los efectos de la inhibición dependen del pH, la concentración total de especies de nitrógeno y la temperatura. Así, la oxidación de $N-NH_4$ y $N-NO_2$ a $20^\circ C$ y $pH = 7$ es inhibida con concentraciones de 100 y 20 mg/L de nitrógeno amoniacal, respectivamente, y concentraciones de 280 mg/L de $N-NO_2$ inhiben la oxidación de los propios nitritos (Metcalf & Eddy, 2004).

El pH ejerce una influencia importante en la oxidación del amoníaco a nitritos y a nitratos. En general, el rango de pH óptimo para realizar los procesos de nitrificación es de 7 a 8 (7.3 – 7.8) ya que las rapidezces de conversión de amoníaco a nitritos y de nitritos a nitratos son máximas (Sedlak, 1991).

Las bacterias nitrificantes son muy sensibles a sustancias tóxicas orgánicas e inorgánicas. Algunos autores (Metcalf & Eddy, 2004; Sedlak, 1991) establecen que lo son a concentraciones menores de las que afectan a los organismos heterótrofos aerobios, mientras que Henze et al. (2002) afirman que esto es sólo un mito. En algunos casos, la nitrificación y el crecimiento pueden darse a tasas reducidas, en tanto que en otros la toxicidad puede ser suficientemente alta para matar a las bacterias nitrificantes (Metcalf & Eddy, 2004). Algunas sustancias que inhiben la nitrificación son solventes orgánicos, aminas, proteínas, taninos, compuestos fenólicos, alcoholes, cianatos, éteres, carbamatos, benceno, níquel, cromo y cobre (Metcalf & Eddy, 2004; Sedlak, 1991). Cuando se tienen presentes compuestos tóxicos se requieren mayores tiempos de retención celular para lograr la nitrificación a un nivel adecuado (Sedlak, 1991).

De acuerdo con Orantes et al. (2001), la temperatura óptima para efectuar la nitrificación oscila entre 30 y $36^\circ C$, la nitrificación es inversamente proporcional a la relación C/N (pero el reducir esta relación no es viable para las plantas de tratamiento de agua residual doméstica) y el tiempo de operación es importante pues las tasas de nitrificación se estabilizan tras un año.

El oxígeno disuelto mínimo requerido para efectuar la nitrificación es de 0.3 mg/L (González y Garzón, 1995) y varios autores reportan que el oxígeno en solución deja de ser limitante a concentraciones de 1 a 3 mg/L (Metcalf & Eddy, 2004; González y Garzón, 1995; González, 2004). La

dependencia de la nitrificación con el oxígeno disuelto se muestra en la siguiente expresión de la tasa específica de crecimiento (Metcalf & Eddy, 2004):

$$\mu_n = \left(\frac{\mu_{n,\max} N}{N + K_n} \right) \left(\frac{OD}{OD + K_o} \right) - k_{d,n} \quad (\text{Ecuación 2.5})$$

Donde μ_n ($\text{g}_{\text{nuevas células}}/\text{g}_{\text{células presentes}} \cdot \text{d}$) es la tasa específica de crecimiento de las bacterias nitrificantes, $\mu_{n,\max}$ la tasa específica máxima de crecimiento de las bacterias nitrificantes (comúnmente reportada entre 0.25 a 0.77 $\text{g}_{\text{nuevas células}}/\text{g}_{\text{células presentes}} \cdot \text{d}$ a 20 ° C), N la concentración de nitrógeno (mg/L), K_n el coeficiente de saturación media (mg/L), $k_{d,n}$ la constante de decaimiento endógeno para los organismos nitrificantes ($\text{g}_{\text{SST}}/\text{g}_{\text{SST}} \cdot \text{d}$), K_o el coeficiente de saturación media para el oxígeno (mg/L) y OD el oxígeno disuelto en mg/L (Metcalf & Eddy, 2004).

La materia orgánica, expresada como DBO o DQO, afecta la nitrificación. En un principio se consideraba que cantidades elevadas de materia orgánica inhibían la nitrificación, pero desde mediados de la década de 1980 se encontró que concentraciones de glucosa de hasta 600 mg/L no afectaron los perfiles de nitratos ni de amonio cuando se aireó con oxígeno puro y el oxígeno no fue un factor limitante (Zhang et al., 1994), y Zhang et al. (1994) reportan que una alta concentración de materia orgánica no inhibe la nitrificación, pero la competencia por el oxígeno entre los microorganismos heterótrofos y los autótrofos resulta en una depresión en este proceso, especialmente cuando el oxígeno es el reactivo limitante en la reacción. Este planteamiento es congruente con la cinética de tipo Monod múltiple presentada en otras fuentes como Metcalf & Eddy (2004) y Nam et al. (2000).

2.3.2 Desnitrificación

Cuando se tienen condiciones anóxicas (ausencia de oxígeno molecular disuelto), ciertas bacterias que pueden utilizar el oxígeno de los nitratos y nitritos como receptor de electrones crecen en cantidad suficiente. En este caso se efectúa la desnitrificación, donde el nitrógeno de nitratos y nitritos es reducido a óxido nítrico, óxido nitroso y, finalmente, a nitrógeno molecular (Metcalf & Eddy, 2004; González y Garzón, 1995):



La desnitrificación se efectúa por bacterias aerobias y facultativas quimiorganótrofas como *Bacillus licheniformis*, *Achromobacter* y *Paracoccus desnitrificans*, *Acinetobacter*, *Agrobacterium*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Chromobacterium*, *Halobacterium* y *Pseudomonas*, siendo las últimas las más comunes (González y Garzón, 1995; Orantes et al., 2001; Metcalf & Eddy, 2004).

La desnitrificación requiere de la oxidación biológica de sustratos orgánicos, los cuales pueden provenir del agua residual, del decaimiento endógeno o de sustancias suministradas como metanol o acetato. La oxidación de compuestos orgánicos en la desnitrificación ocurre de la misma manera que en los procesos aerobios, pues estos procesos sólo difieren en las etapas finales de la transferencia de electrones; en la desnitrificación el oxígeno de los nitritos o nitratos es el receptor electrónico en tanto que en los procesos aerobios lo es el oxígeno molecular (Sedlak, 1991; Orantes et al., 2001; Metcalf & Eddy, 2004).

La estequiometría de la desnitrificación es establecida de acuerdo con la fuente del sustrato utilizado como donador de electrones, siendo las principales el agua residual misma, metanol o acetato (Metcalf & Eddy, 2004), lo cual se muestra en la tabla 2.1:

Tabla 2.1 Estequiometría de la desnitrificación según el sustrato oxidado.

Fuente de sustrato orgánico	Reacción de desnitrificación
Agua residual	$C_{10}H_{19}O_3N + 10NO_3^- \rightarrow 5N_2 + 10CO_2 + 3H_2O + NH_3 + 10OH^-$ (Ecuación 2.7)
Metanol	$5CH_3OH + 6NO_3^- \rightarrow 3N_2 + 5CO_2 + 7H_2O + 6OH^-$ (Ecuación 2.8)
Acetato	$5CH_3COOH + 8NO_3^- \rightarrow 4N_2 + 10CO_2 + 6H_2O + 8OH^-$ (Ecuación 2.9)

De manera general, Metcalf & Eddy (2004) establece que se requieren 4 g de DBO para reducir un gramo de nitratos. Sin embargo, la cantidad real de DBO necesaria depende de las condiciones de operación y del donador de electrones empleado. Para estado estacionario, Metcalf & Eddy (2004) obtiene la siguiente expresión que correlaciona la DQO soluble biológicamente degradable con el nitrato reducido:

$$g_{bsDQO} / g_{N-NO_3^-} = \frac{2.86}{1 - 1.42Y} \quad (\text{Ecuación 2.10})$$

Donde Y es el coeficiente de rendimiento neto de biomasa (g_{SST}/g_{bsDQO}).

Orantes et al. (2001) establecen que se deben tener relaciones de DQO/N-NO₃ de por lo menos 3 para garantizar una buena desnitrificación en reactores anóxicos.

La rapidez de desnitrificación depende también de la fuente de carbono: cuando ésta es la materia carbonosa del agua residual misma se presentan valores de entre 0.03 a 0.11 $g_{N-NO_3}/g_{SST} \cdot d$ y si el carbono proviene del metabolismo endógeno esta rapidez oscila entre 0.017 y 0.048 $g_{N-NO_3}/g_{SST} \cdot d$ (Sedlak, 1991).

El oxígeno disuelto puede inhibir la desnitrificación. En sistemas de lodos activados y películas biológicas la desnitrificación puede darse con concentraciones bajas de oxígeno disuelto en la solución principal, aunque con más de 0.2 mg_{OD}/L se presenta inhibición. Así, con 0.5 mg/L de oxígeno disuelto, la rapidez de consumo de sustrato es el 17 % de la máxima (Metcalf & Eddy, 2004). Sin embargo, Orantes et al. (2001) establecen que es con más de 1 mg/L de oxígeno disuelto cuando se presenta la inhibición. Debe tenerse en cuenta que estas concentraciones están referidas al seno de la solución y que en el interior de los flóculos o de la película biológica pueden ser diferentes (González y Garzón, 1995; Metcalf & Eddy, 2004).

De acuerdo con Orantes et al. (2001), la desnitrificación se da entre 10 y 30 °C y a un pH entre 6.5 y 8.

2.4 Eliminación biológica de fósforo

El fósforo es el nutriente que suele limitar el crecimiento de algas en los cuerpos receptores y, por ello, es muy importante su control en las descargas de agua residual para evitar el proceso de eutrofización antropogénica de estos sistemas acuáticos.

En el agua residual municipal el fósforo se encuentra principalmente como ortofosfatos (PO_4^{3-} , HPO_4^{2-} , H_2PO_4^- , H_3PO_4), polifosfatos (piro, meta y otros) y fosfatos orgánicamente enlazados, estando los primeros en disposición para el metabolismo microbiano sin necesidad de una posterior ruptura (APHA, AWWA y WPCF, 1992).

Desde hace más de 20 años se han usado varios procesos con biomasa en suspensión para la remoción biológica de fósforo del agua residual, todos los cuales incluyen los pasos de una zona anaerobia previa a una aerobia de forma repetitiva (Metcalf & Eddy, 2004). Estos pasos se fundamentan en que, cuando los microorganismos presentes en las plantas de tratamiento de aguas son privados de alguno de los elementos necesarios para su crecimiento, presentan un estado en el cual algunos mueren mientras que otros desarrollan rutas metabólicas alternas para sobrevivir.

En la remoción biológica de fósforo se crea un estado de tensión al no aportar oxígeno molecular y disminuir además la disponibilidad de nitratos, lo cual propicia una ruta de supervivencia alternativa que consiste en el almacenamiento de fósforo y carbono en compuestos con grandes cantidades de energía (en forma de uniones químicas) para usarlos cuando las condiciones ambientales lo favorezcan. El fósforo suele almacenarse como polifosfatos en gránulos llamados “volutina” o de “poli-P” y el carbono como poli-β-hidroxibutirato (PHB) y/o glucógeno (González, 1994; Zeng et al., 2004a).

Bajo el estado anaerobio, las bacterias acumuladoras de fosfatos (BAF), que son aerobias, asimilan compuestos de bajo peso molecular en forma de PHB con la inversión de energía de las uniones químicas de moléculas de polifosfatos previamente almacenadas, liberando con esto ortofosfatos a la fase líquida. Si el tiempo que las BAF están en condiciones anaerobias no es lo suficientemente largo como para ocasionar su muerte por el agotamiento de sus reservas energéticas y se reestablece un medio aerobio, las bacterias acumuladoras de fosfatos incorporan a su metabolismo los sustratos orgánicos almacenados previamente ya que con oxígeno disuelto presente las BAF pueden realizar la fosforilación oxidativa y obtener energía del sustrato almacenado. Al tener energía, estas bacterias toman ortofosfatos del medio para sintetizar nuevamente reservas energéticas de polifosfatos, útiles en las futuras ocasiones de estrés (figura 2.4). Al separar la biomasa generada, la cual cuenta también con reservas de polifosfatos, se obtiene una remoción neta de ortofosfatos del agua residual (González, 1994; Metcalf & Eddy, 2004).

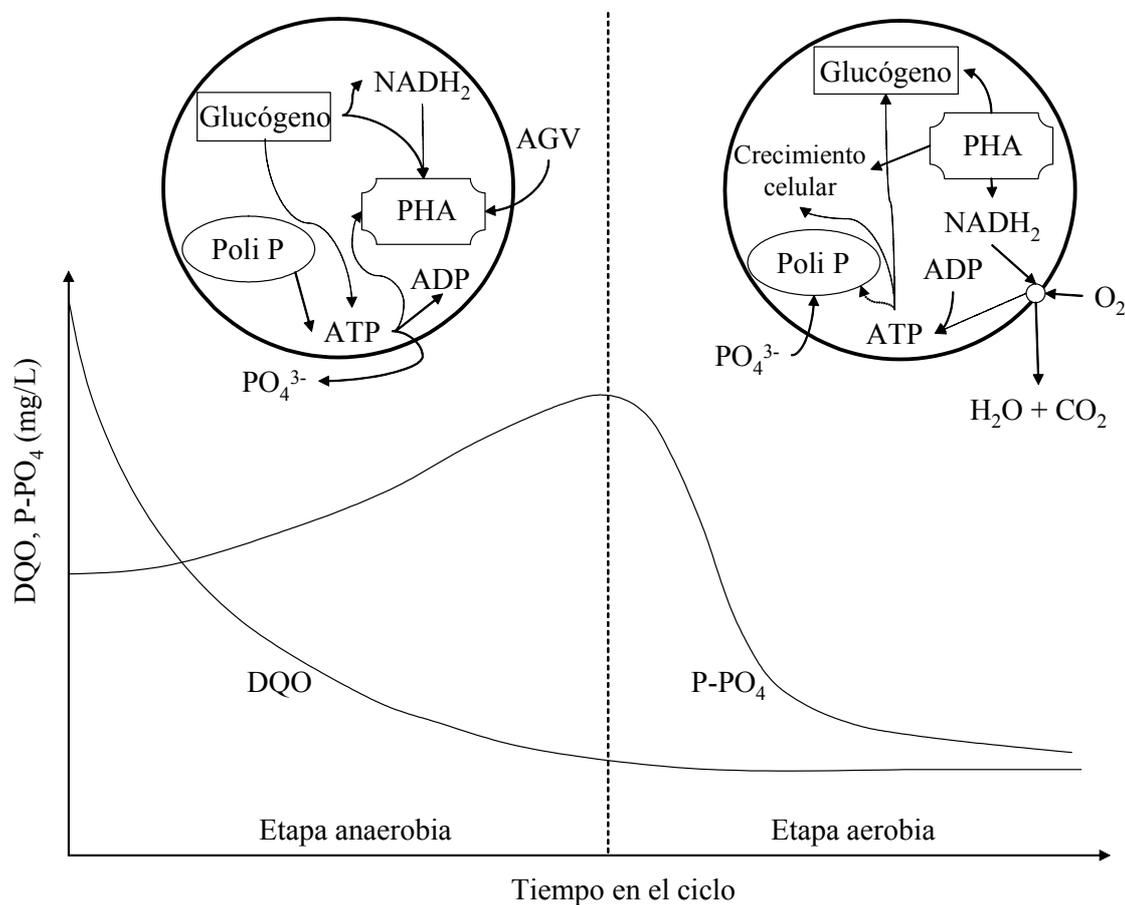


Figura 2.4 Metabolismo de las BAF y comportamiento de ortofosfatos en la fase líquida en un sistema discontinuo que remueve fósforo (Basado en Cuevas, 1998, y Zeng et al., 2004a).

Hasta la década de los 90s se consideraba que muchos microorganismos podían acumular polifosfatos, siendo los más estudiados en plantas de tratamiento de aguas los del género *Acinetobacter spp*, los

cuales se aglomeran mediante un compuesto extracelular producido por ellos mismos y pueden acumular reservas de carbono como lípidos, PHB, ácido β -polihidroxiláurico y en cápsulas extracelulares de polisacáridos, además de otros microorganismos, en ocasiones dominantes en plantas de tratamiento, como *Aeromonas*, *Pseudomonas* y *Pasteurela* (González, 1994; Sedlak, 1991). Sin embargo, en años más recientes se ha identificado a la especie *Candidatus Accumulibacter phosphatis*, comúnmente llamada *Accumulibacter*, como las BAF relevantes (Zeng et al., 2004a).

De acuerdo con Sedlak, (1991), la cantidad de fósforo en los lodos producidos en sistemas enfocados a la remoción biológica de fosfatos oscila entre 3 y 6 % en base seca. La capacidad de las BAF de almacenar fosfatos está relacionada con la presencia de ácidos grasos volátiles (AGV). Estos AGV son producidos en procesos de fermentación por bacterias facultativas bajo condiciones anaerobias. Además, las condiciones anaerobias son un medio de selección de organismos acumuladores de fosfatos. Esta condición da una ventaja competitiva a las BAF, ya que ellas pueden acumular sustrato primero que otros organismos no acumuladores de fosfatos, con lo que se logra el incremento en las bacterias acumuladoras de fosfatos y la reducción en los organismos filamentosos (Sedlak, 1991). Con base en esto se establece que se necesita una población mixta o la presencia de acetato en el medio para la acumulación de sustrato en los microorganismos acumuladores de fosfato.

Así, de manera general, la remoción biológica de fosfatos se efectúa en 3 etapas (Sedlak, 1991):

1. Etapa o zona anaerobia: En ésta se tiene primero la fermentación de la DBO soluble por los organismos facultativos, obteniéndose AGV que se transfieren a la célula de las BAF. Luego, las bacterias acumuladoras de fosfatos utilizan la energía química de los polifosfatos para la transformación de los AGV en PHB o glucógeno, con lo que se tiene la liberación de ortofosfatos al medio.
2. Etapa o zona aerobia: Las BAF oxidan los PHB u otros sustratos carbonosos almacenados para poder crecer y capturar energía en cadenas de polifosfatos. Es aquí cuando el fósforo es removido del agua.
3. Remoción de fósforo del sistema: La remoción se lleva a cabo al extraer los lodos de desecho o de purga que contienen también polifosfatos.

La cantidad de materia orgánica requerida para este proceso varía de acuerdo con la referencia consultada. Por ejemplo, Henze et al. (2002) indican que se requieren 20 g de DQO como acetato para remover 1 g de fósforo, en tanto que Metcalf & Eddy (2004) establece que se requieren aproximadamente 10 g de DQO soluble biodegradable (bs-DQO) para remover 1 g de fósforo.

El desempeño del sistema en la etapa aerobia no se ve afectado por el oxígeno disuelto en tanto que éste no esté por debajo de 1 mg/L y se cuente con Ca, Mg y K en el medio (Metcalf & Eddy, 2004). Sin embargo, Schön et al. (1993) y Cuevas (1998) comentan que una buena liberación de ortofosfatos

se obtiene con concentraciones de oxígeno disuelto inferiores o iguales a 0.1 y 0.5 mg/L, de acuerdo con el tipo de lodos. De igual forma, la captura de ortofosfatos se efectúa adecuadamente con 1.5-3 mg_{OD}/L.

Además, de acuerdo con el modelo de Kuba et al. (Helness y Ødegaard, 2001), la captura de fosfatos es controlada por la disponibilidad de PHA (poli-β-hidroxialcanoatos, como PHB) en la fase aerobia aún si la relación DQO/P es lo suficientemente alta.

González (1994) comenta que la liberación de orto fosfatos en la fase anaerobia es lenta respecto a la captación de DQO. En la fase aerobia se recaptura el orto fosfato en una mayor proporción que la asimilación de DQO debido a que la mayor parte de la materia biodegradable es transformada en la fase anaerobia. La captura de fosfatos puede darse también bajo condiciones anóxicas donde se utiliza el oxígeno de los nitratos como receptor de electrones (Cuevas, 1998).

Un factor importante en la remoción de fósforo es el pH ya que a valores menores de 6.5 la eficiencia es reducida drásticamente (Manning e Irvine, 1985; Metcalf & Eddy, 2004). Además, se ha establecido que la excreción de ortofosfatos al medio es reducida con valores de pH bajos debido a que en estas condiciones se requiere menos energía para tomar los sustratos orgánicos. (Cuevas, 1998).

Randall et al. (1992) establecieron que tiempos de retención celular de entre 3 y 6 días presentan una buena remoción de fosfatos y no recomiendan tiempos menores. Además, cuando se trabaja con tiempos de retención celular largos la asimilación de fósforo aumenta debido al incremento en el número de BAF pero al mismo tiempo la producción de lodos es baja y la remoción de fósforo menor (Sedlak, 1991; Cuevas, 1998). Con esto, al incrementar el TRC se requiere una mayor DBO por unidad de fósforo removida para lograr concentraciones de fósforo bajas en el efluente (Sedlak, 1991). En este sentido, en un sistema a nivel piloto se obtuvo un incremento en el cociente de DQO requerida a P removido de 19 a 26 y un decremento en el contenido de fósforo en los lodos de desecho de 5.4 a 3.7 % (base seca) al incrementar el TRC de 4.3 a 8 días (Sedlak, 1991).

La extensión de las etapas anaerobias y aerobias/anóxicas afecta también la remoción de este nutriente. El tiempo de la fase anaerobia debe ser suficiente para permitir la fermentación de la materia orgánica soluble y la captura de material orgánico carbonoso de bajo peso molecular. La fase aerobia debe tener una extensión tal que la remoción de DBO remanente y/o nitrificación se puedan efectuar, dando con ello tiempo suficiente para la captura de fosfatos (Sedlak, 1991).

Otro factor de interés es la temperatura. Algunos investigadores establecen que la temperatura no afecta de concentración de fosfatos en el efluente de manera significativa, aunque sí repercute en su liberación bajo condiciones anaerobias ya que a mayor temperatura se tiene menor liberación de ortofosfatos al medio (González y Wilderer, 1991). Cuevas (1998) indica que una buena remoción de

este nutriente se obtiene a temperaturas de entre 5 y 30 ° C y Sedlak (1991) comenta que varios investigadores han concluido que las bacterias acumuladoras de fosfatos son psicrófilas, de tal forma que la eliminación de fósforo mejora al reducir la temperatura.

2.5 Reactores secuenciales por lotes o discontinuos (SBR)

Los reactores secuenciales por lotes o discontinuos (SBR por sus siglas en inglés, Sequencing Batch Reactor) son un desarrollo basado en tecnología de finales del siglo XIX y principios del XX. En los primeros años del siglo XX ya estaban en operación varios sistemas de llenado y vaciado, aunque se uso no fue amplio debido a la dificultad en el control de su operación. Fue en la década de 1960 que el interés en los reactores discontinuos cobró fuerza nuevamente debido a la mejora en los sistemas de aeración y control, con lo que estos sistemas pudieron competir con los de lodos activados convencionales (US EPA, 1999).

La tecnología de los reactores SBR se desarrolló tomando en cuenta los trabajos de Arden y Lockett de 1914 (Wilderer et al., 2001), considerando que la exposición periódica de los microorganismos a condiciones aerobias, anóxicas y anaerobias es efectuada adecuadamente en un sistema de alimentación por lotes. En este caso, el tiempo y frecuencia de operación y la gama de concentraciones pueden ser ajustados independientemente de las condiciones de alimentación. Así, de manera paralela pero independiente, Irvine y Goronszy trabajaron sobre esta tecnología en la década de 1970, siendo Irvine quien creó el término “Sequencing Batch Reactor” en 1967. En tanto, Goronszy et al. crearon las Lagunas de Aeración Extendida Decantadas Intermitentemente (IDEAL) y los Sistemas de Aeración Extendida de Ciclo Intermitente (ICEAS) (Wilderer et al., 2001).

EPA (1999) define a los reactores secuenciales por lotes como sistemas de lodos activados de llenado y vaciado para el tratamiento de aguas residuales. Actualmente ya no son exclusivamente de lodos activados y desde mediados de la década de 1980 se dejó de aplicarlos solamente en el tratamiento de aguas residuales y se emplearon, con algunas modificaciones, en otras áreas. De esta forma, SBR de película biológica de lecho fijo (SBBR), SBR anaerobios (AnSBR) y SBR de fase sólida se desarrollaron y fueron empleados en bio-remediación, digestión anaeróbica de residuos sólidos municipales, y el tratamiento de lixiviados, suelos y aguas subterráneas (Wilderer et al., 2001). La tecnología SBR es especialmente promisoría para condiciones variantes en el tiempo y de poco flujo, como en localidades pequeñas (Komisar y Switzenbaum, 1986).

Los sistemas SBR pueden asimilar grandes variaciones de flujo y de composición de la alimentación. También los compuestos tóxicos o los cambios importantes en la carga orgánica pueden ser amortiguados por los SBR mediante la prolongación del tiempo de retención de las aguas, hasta que la población bacteriana se haya recuperado y se haya efectuado la purificación (Irvine y Busch, 1979).

Los sistemas SBR trabajan por lotes de forma similar a los reactores de llenado y vaciado. En este caso, una cantidad o lote del agua a tratar es sujeta secuencialmente, en el tiempo, a las condiciones requeridas dentro de un mismo espacio físico (Komisar y Switzenbaum, 1986) y el sistema puede estar compuesto de uno o más reactores. Cada reactor puede contar con 5 modos básicos de operación, fases o periodos: llenado, reacción, sedimentación, vaciado y tiempo de inactividad (Irvine y Busch, 1979; Wilderer et al., 2001), los cuales se dan de manera secuencial en un solo reactor de forma similar a como se dan en un sistema de lodos activados convencional dentro de varios tanques. De estos 5 periodos en la operación de los reactores SBR o discontinuos, solo el llenado, la reacción bioquímica y el vaciado son obligatorios en cualquier reactor (Irvine y Busch, 1979).

En la etapa de llenado se admite el agua al reactor hasta que se alcanza un nivel determinado, en la reacción se efectúan las reacciones bioquímicas de transformación de nutrientes y contaminantes, en la sedimentación se permite la separación de la biomasa y el agua tratada, en el vaciado se libera el agua del reactor, y el tiempo de inactividad es aquel en el que el volumen del contenido del reactor permanece en un nivel mínimo (el volumen remanente está entre el 75 y el 10 % del máximo, y se retiene a la biomasa) hasta el próximo ciclo, cuando el sistema es llenado nuevamente (Irvine y Busch, 1979).

En los reactores discontinuos es posible manipular las fases de operación para favorecer algún proceso. Así, las fases de llenado y reacción pueden tener sub-fases de acuerdo con la estrategia de aeración y agitación empleada: llenado estático, sólo con mezclado o aireado, y reacción mezclada o aireada. El llenado estático permite la acumulación de sustrato de manera similar a un llenado instantáneo, la aeración propicia condiciones aerobias y/o anóxicas y la agitación sin aporte de aire minimiza la actividad aerobia y favorece reacciones anóxicas y/o anaerobias (Wilderer et al., 2001).

De manera general, un reactor discontinuo es caracterizado por los parámetros t_i (tiempo de la fase i), t_c (tiempo total del ciclo, igual a la suma de los tiempos de cada fase), RT (relación del tiempo de llenado, t_{llenado}/t_c), RR (relación de recambio volumétrico, volumen de agua residual recambiado/volumen de operación) y TRH (tiempo de retención hidráulico, t_c/RR), además de los normales para sistemas de lodos activados o película biológica (Wilderer et al., 2001).

La operación de estos reactores para el tratamiento de aguas implica la producción de lodos biológicos, cuyo desecho del tanque puede realizarse durante o después de la sedimentación, o en la parte final de la reacción, ya sea de manera semanal, diaria o una vez cada ciclo (Wilderer et al., 2001).

En los sistemas discontinuos, de la misma forma que en otros procesos biológicos, la carga orgánica es un parámetro importante que representa la cantidad de sustrato (expresado como DBO o DQO) suministrado al sistema en un día, ya sea referido al volumen de operación, a la cantidad de biomasa o

al área superficial (en sistemas de película biológica). La definición matemática general para este parámetro, en referencia a la biomasa presente, está dada por:

$$CO = \frac{Q \cdot DQO_o}{V \cdot MLSS} [=] \frac{mg_{DQO}}{mg_{MLSSV} \cdot d} \quad (\text{Ecuación 2.11})$$

Donde CO es la carga orgánica, Q el caudal de alimentación, V el volumen del reactor, DQO_o la demanda bioquímica de oxígeno en el influente y MLSS los sólidos suspendidos de la fase líquida o licor mezclado (el licor mezclado es la suspensión dentro del sistema en reacción que contiene a la biomasa y las sustancias por remover).

Cuando se trabaja con sistemas de película biológica, la carga orgánica se puede definir con respecto al área superficial del medio de soporte en el reactor:

$$CO = \frac{Q \cdot DQO_o}{A_{sup}} [=] \frac{g_{DQO}}{m^2 d} \quad (\text{Ecuación 2.12})$$

Donde A_{sup} es el área superficial del material de soporte dentro del reactor, en metros cuadrados.

De acuerdo con González Barceló (1994) y con Ødegaard (2001), la carga orgánica se puede definir para alguna de las fases del ciclo o para la totalidad de éste. La expresión general de cálculo de la CO para reactores discontinuos se puede obtener a partir de la ecuación 4.45 [CO = V_{llenado}·DQO_o/(V_{reactor}·SST)] del trabajo de González Barceló (1994), ajustándole para definirla con respecto al área superficial del material de soporte:

$$CO = \frac{V_{llenado} DQO_o}{A_{sup} t_{fase/ciclo}} [=] \frac{g_{DQO}}{m^2 d} \quad (\text{Ecuación 2.13})$$

Los sistemas SBR se han adaptado para trabajar con películas biológicas. El material con la película puede estar empacado o en suspensión en el reactor, aunque el concepto convencional de un reactor SBR de película biológica (SBBR) se aplica a sistemas de lecho empacado. Estos sistemas pueden ser aplicados en la nitrificación, desnitrificación y remoción de fósforo combinadas y en el tratamiento de lixiviados, aguas con concentraciones muy bajas de contaminantes y aguas de proceso altamente contaminadas. El proceso de un SBR de película biológica no requiere de sedimentación ni tiempo inactivo, y permite relaciones de recambio (RR) de hasta 100 %. En los SBBR convencionales se requiere el lavado para evitar taponamientos y controlar el espesor de la película y la edad de los lodos no se puede calcular fácilmente debido a que sólo la porción superior de la película es sujeta a

abrasión, en tanto que en la parte inferior las bacterias pueden residir mucho más tiempo (Wilderer et al., 2001).

2.6 Reactores de lecho móvil

Los reactores de lecho móvil fueron desarrollados mediante la cooperación de la Universidad Noruega de Ciencia y Tecnología y la compañía Kaldnes. En su creación se trató de combinar el sistema de lodos activados y los filtros biológicos, de tal forma que el reactor de lecho móvil utiliza todo el volumen posible de un tanque abierto a la atmósfera y es un proceso de película biológica debido a que los microorganismos se desarrollan sobre un material de soporte que se mueve libremente en el reactor y es retenido en éste al realizar la descarga del efluente mediante un sistema de mallas. En este proceso no se requiere recirculación, sólo se realiza la separación de los lodos producidos en exceso y la cantidad de medio de soporte en el reactor se fija de manera arbitraria (Ødegaard et al., 1994).

Originalmente, este sistema se desarrolló para flujo continuo. Sin embargo, se le ha adaptado a sistemas discontinuos (Orantes et al., 2001; Pastorelli et al., 1999; Helness y Ødegaard, 1999).

Algunas de las ventajas de los reactores de lecho móvil, ya sea en flujo continuo o en operación por lotes, son: el tratamiento es menos dependiente de la separación de la biomasa (pues ésta es fácilmente retenida en el reactor por las mallas), permiten una buena transferencia de masa, reducen los problemas de difusión en la película biológica, aumentan la tasa de transformación de los contaminantes debido al incremento en la superficie disponible para el crecimiento microbiano, requieren tiempos de retención hidráulica bajos, presentan una baja producción de lodos, necesitan terrenos más pequeños que los sistemas convencionales y no hay grandes pérdidas de carga hidráulica.

Estos sistemas también presentan desventajas, como la inversión en el material de soporte, la elevada concentración de oxígeno disuelto requerida y una posible saturación de microorganismos del medio de soporte (Orantes et al., 2001). Además, en estos reactores la nitrificación se ve también influenciada por la penetración de oxígeno en la película biológica (Lazarova et al., 1998; Orantes et al., 2001).

La selección del material de soporte debe darse con fundamento en las características que favorecen el desarrollo de la película biológica (sección 2.1) y en que, para su fácil movimiento en el reactor, su densidad debe ser muy cercana a la del agua.

En general, el uso de películas biológicas ha sido efectivo para remover nitrógeno y materia orgánica. En un proceso de película biológica maduro, a pesar de la biomasa perdida de la película se suspende, la concentración de biomasa inmovilizada en la película es mucho mayor que en la fase líquida, por lo que la biomasa en la película es la que rige la eficiencia del tratamiento. Además, con un incremento en

el espesor de la película se puede tener la coexistencia de una región aeróbica y una anaeróbica, lo cual permite la remoción simultánea de DBO y nitrógeno (Li et al., 2003).

La tecnología de los sistemas de lecho móvil se puede aplicar bajo el concepto operativo de los reactores secuenciales por lotes (SBR) de tal forma que se tiene el reactor secuencial por lotes de película biológica de lecho móvil (MBSBBR) que combina las ventajas de un reactor de lecho móvil con las de uno discontinuo (Pastorelli et al., 1997). Sin embargo, este sistema pierde una ventaja de los SBR, al requerir de un tanque de sedimentación secundario para separar los lodos producidos en la operación o de un control sofisticado para realizar la purga de la biomasa en suspensión.

2.7 Remoción simultánea de fósforo y nitrógeno del agua residual en sistemas SBR

Recientemente, varios investigadores han trabajado sobre la remoción simultánea de fósforo y nitrógeno, junto con la de materia orgánica, en sistemas de tratamiento biológico. Entre estos trabajos se ha investigado el uso de reactores discontinuos y algunas de sus variantes, obteniéndose resultados diversos:

- Bernal y González (1998) utilizaron un sistema SBR convencional a nivel piloto con un volumen de 1900 litros para tratar agua residual municipal. Con un tiempo de retención celular de 16 días, carga orgánica de 0.18 kgDQO/(kgSST·d) en 2000 mg/L SSTLM y $t_c = 480$ minutos (20 en llenado, 210 en fase anaerobia, 210 en fase aerobia, 20 en sedimentación y 20 vaciado) obtuvieron remociones de DQO, fosfatos y nitrógeno amoniacal de 96, 98 y 100 %.
- Li et al. (2003) trabajaron con un reactor SBR de película biológica a nivel laboratorio, con 1 minuto para llenado y vaciado, 3 horas para la reacción anaerobia, 6 para la aerobia y 20 minutos para la sedimentación. El volumen útil de su reactor fue de 18 L, con 30 % de relación de empaque y una superficie de 2.66 m²/L de reactor. La concentración de biomasa en la película fue de 8 855 mg/L en términos de SSLM. Ellos trabajaron con cargas orgánicas de entre 0.27 y 1.32 kg_{DQO}/m³d y afirman que a mayores cargas orgánicas se liberan y capturan fosfatos más rápido. Bajo este esquema, la remoción de fosfatos en el sistema fue de 90 % de manera global.
- González y Wilderer (1991) trabajaron con un reactor SBR de película biológica de lecho fijo a nivel laboratorio y obtuvieron, para un tiempo de 6 horas por ciclo (10 min llenado, 2 para el vaciado, primer 63 % del tiempo total bajo condiciones anaerobias y el resto del ciclo aerobio), remociones de 89 % de fósforo, 85 % de nitrógeno Kjeldahl soluble y 84 % de DQO. Además, concluyeron que a mayor duración de la fase anaerobia se lograron mejores remociones de fosfatos.

-
-
- Garzón-Zúñiga y González-Martínez (1996) trabajaron con un reactor SBR de película biológica de lecho fijo a nivel piloto con un volumen de operación de 900 L que trató agua residual municipal. Probaron varias estrategias, de las cuales aquella con $t_c = 36$ h, $CO = 3.2$ g_{DQO}/m^2d y 4 fases de reacción (anaerobia/aerobia/anóxica/aerobia) produjo una mejor remoción de nutrientes: 89 ± 1 % de DQO, 75 ± 15 % de fósforo, nitrificación de 98 ± 2 % y desnitrificación de 87 ± 10 %. Los tiempos de las fases de reacción anaerobia, aerobia, anóxica y aerobia fueron, respectivamente, 10, 20, 3 y 3 horas. En este ciclo se observó el acoplamiento de la acumulación de sustrato en la fase anaerobia (liberando ortofosfatos al medio) con la captura del fosfato liberado, la nitrificación-desnitrificación y la remoción de materia carbonosa en la primera fase aerobia, la desnitrificación en la fase anóxica y la recaptura de fósforo en la segunda fase aerobia.

 - Helness y Ødegaard (2001) utilizaron un reactor SBR de lecho móvil (MMSBBR) a nivel laboratorio para estudiar la remoción simultánea de nutrientes y usaron un reactor de 10 L de volumen útil, cuyo 53 % se llenó con medio de soporte Kaldnes K1. Ellos proponen que se puede lograr nitrificación y desnitrificación en condiciones aerobias en el seno de la fase líquida si se cuenta con una película biológica gruesa en la cual el oxígeno sólo penetra hasta cierta profundidad. Para evitar competencia entre las BAF y los microorganismos aerobios heterótrofos plantean que toda la DQO del influente sea tomada por los BAF en la fase anaerobia, con lo que, aún a la máxima carga anaerobia de DQO, se debe tener una baja carga en el proceso. Sin embargo, la carga orgánica debe ser lo suficientemente alta para permitir la producción suficiente de PHA y un crecimiento neto de la biomasa. Así, estos investigadores proponen operar el sistema con un tiempo total del ciclo relativamente corto para tener una carga orgánica total lo suficientemente alta y una fase anaerobia de una extensión suficiente para evitar la competencia de los organismos heterótrofos. Establecen también que es importante mantener la carga de amoníaco lo suficientemente baja para nitrificar: concluyen que debe ser menor de $0.2 \text{ kg}_{N-NH_4}/(m^3 \cdot d)$, que, dado que el consumo de materia orgánica como DQO en la captura de fosfatos y en la desnitrificación por las bacterias capaces de desnitrificar que remueven fosfatos es menor que el requerido para la remoción de fosfatos por las BAF en una fase aerobia y la desnitrificación en una etapa anóxica, sería ventajoso que estas bacterias abunden en la película y proponen las siguientes condiciones para una remoción eficiente (más de 95 % de fósforo y de 70 % de nitrógeno) en un reactor SBR de lecho móvil:
 1. Una carga orgánica total superior a $0.5 \text{ kg}_{bs-DQO}/(m^3 \cdot d) = 1.88 \text{ g}_{bs-DQO}/(m^2 \cdot d)$
 2. Carga orgánica anaerobia inferior a $2.5 \text{ kg}_{bs-DQO}/(m^3 \cdot d) = 9.43 \text{ g}_{bs-DQO}/(m^2 \cdot d)$ (sin ser un dato definitivo)
 3. Carga de amoníaco aerobia inferior a $0.2 \text{ kg}_{N-NH_4}/(m^3 \cdot d) = 0.75 \text{ g}_{N-NH_4}/(m^2 \cdot d)$
 4. Relación $bs-DQO/P-PO_4$ aproximada de $40 \text{ mg}_{DQO}/\text{mg}_{P-PO_4}$
-
-

Nota: Los valores recomendados como cargas superficiales se obtuvieron considerando que el soporte Kaldnes K1 posee $500 \text{ m}^2/\text{m}^3$ de empaque (Rusten et al., 2000) y la fracción de llenado de los soportes empleada por Helness y Ødegaard (2001).

- Pastorelli et al. (1999) trabajaron con un reactor SBR de película biológica. Emplearon el medio de soporte Kaldnes K1 y obtuvieron una relación de fases anaerobia/aerobia de 1 como la adecuada cuando la DQO fácilmente biodegradable es baja.

3. METODOLOGÍA

En este capítulo se habla sobre las características del agua residual empleada, del reactor, de las etapas experimentales, del material de soporte de la película biológica empleado y del muestreo, incluyendo los fundamentos de las determinaciones analíticas realizadas.

El montaje experimental para esta investigación se ubicó en las instalaciones de la planta de tratamiento de aguas residuales de Ciudad Universitaria, dentro de la Universidad Nacional Autónoma de México, y las determinaciones analíticas de los parámetros de interés fueron realizadas en el laboratorio de Ingeniería Ambiental y Bioprosesos del Instituto de Ingeniería de la UNAM.

El presente trabajo consistió en el acondicionamiento físico, puesta en marcha, operación y obtención de datos de un reactor discontinuo de lecho móvil a nivel piloto que utilizó cubos de hule espuma (poliuretano expandido) como medio de soporte para el crecimiento de película biológica.

A lo largo del experimento se modificó la carga orgánica mediante el volumen de recambio para determinar su efecto en las variables de respuesta. Las variables de respuesta fueron las remociones de materia orgánica, nitrógeno y fósforo. Se consideró que la carga orgánica oscilara debido a las variaciones normales de la composición del agua residual que llega a la planta. La variación en el

volumen de recambio hizo que el volumen de operación se alterara (el volumen remanente en el reactor fue constante); la temperatura de trabajo fue la ambiental. El tiempo en que se aportó aire se controló para favorecer, primero, reacciones anóxico-anaerobias durante las primeras 4 horas de los ciclos y, posteriormente, reacciones aerobias en las 4 horas finales.

3.1 Descripción del sistema experimental

3.1.1 Reactor piloto

El experimento fue efectuado en un reactor de mampostería recubierto en su interior con una capa de 2 cm de cemento, el cual fue operado de manera discontinua. Las dimensiones internas de este reactor son 0.925 m de ancho, 0.94 m de largo y 2.16 m de profundidad y su volumen total de 1.88 m³ (figuras 3.1 y 3.2).

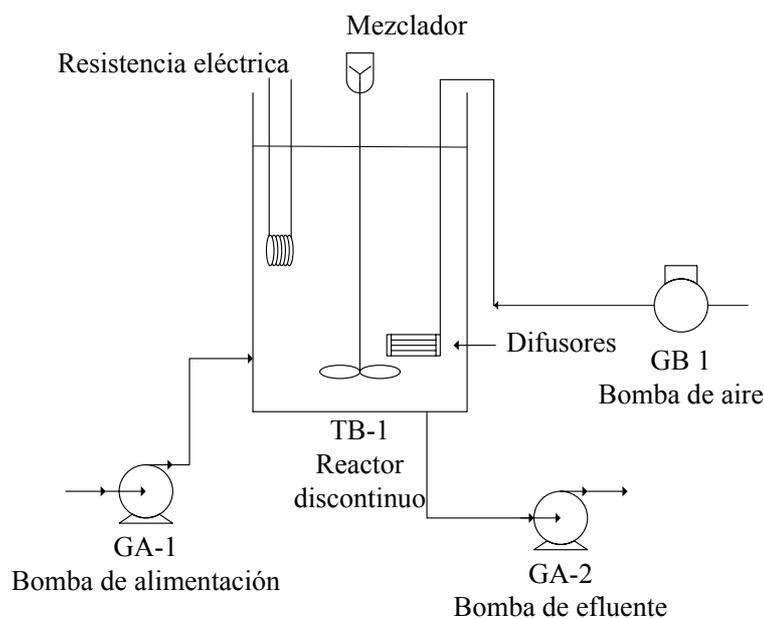


Figura 3.1 Configuración básica del reactor.

El llenado se realizó mediante una bomba centrífuga marca SIEMENS de impulsor abierto con una potencia de $\frac{3}{4}$ HP, por una tubería de PVC de 1 pulgada que termina horizontalmente a 1 cm del fondo del reactor. El agua de llenado descargó en el fondo del reactor de manera horizontal para minimizar la transferencia de oxígeno atmosférico al llenar y para favorecer el mezclado del influente con el agua remanente del ciclo previo.

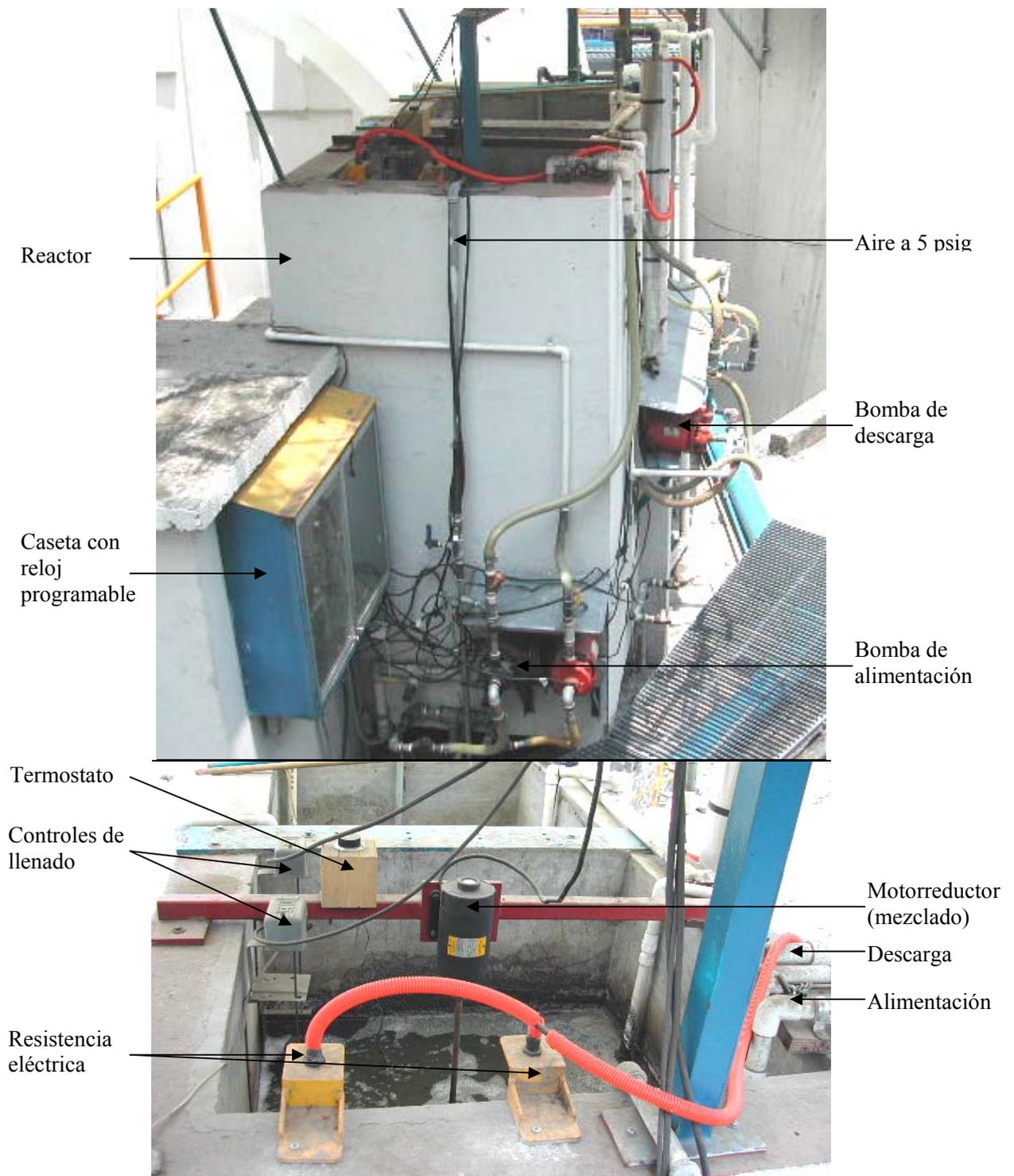


Figura 3.2 Sistema experimental: reactor discontinuo de lecho móvil a nivel piloto (Vistas lateral y superior).

El vaciado se hizo con una bomba idéntica a la de llenado por una línea de PVC de 1 ¼ pulgadas. La tubería de succión de esta bomba estuvo protegida por una malla metálica colocada en la parte inferior del reactor con una apertura de 0.5 cm, cuya función fue impedir la extracción de material de soporte del reactor durante la descarga.

El control de los niveles de llenado y vaciado se efectuó mediante dos interruptores de flotador y uno de pera, respectivamente, los cuales detuvieron o permitieron la operación de las bombas de acuerdo con el nivel del espejo de agua en el reactor y la hora del día. Los dos interruptores de flotador, conectados en serie entre sí y a una fase del sistema de alimentación eléctrica de la bomba, controlaron el arranque y paro de dicha bomba; el interruptor de pera efectuó la misma tarea con la bomba de vaciado y se le conectó también en serie con una de las fases de alimentación de energía eléctrica de la bomba.

El aporte de aire al reactor se efectuó mediante una bomba de vacío operada como compresor marca SISVAC de 5 HP que contó con un sistema de enfriamiento del agua empleada, el cual permitió recircularla a partir del tanque de separación y usarla para enfriar la bomba de vacío y crear un sello líquido en la misma. El aire, a 5 psig, se condujo al reactor por líneas de acero galvanizado de 1 y ¾ de pulgada. A 0.5 m del fondo del reactor, junto a una pared, se colocaron 2 difusores de membrana tubulares marca ROEDIGER en paralelo, conectados a la tubería de ¾ de pulgada proveniente de la bomba de vacío. El diámetro de estos difusores es 6.5 cm y su longitud 60 cm. Las burbujas que proporcionaron los difusores tuvieron 2 mm de diámetro en promedio.

Durante la primera mitad de cada ciclo (fase anóxico-anaerobia) el mezclado se realizó con un moto-reductor BALDOR de ¼ de HP, el cual hizo girar un aspa de plástico liso de 40 cm de diámetro ubicada en el centro del reactor a 30 cm del fondo. Durante la segunda fase del ciclo el aire aportado generó la turbulencia necesaria para mezclar el contenido del reactor.

Los equipos fueron encendidos y apagados a la hora necesaria mediante un reloj programable de 6 canales marca Müller. De los canales, sólo 4 se usaron de forma cotidiana para la operación del sistema: uno para la bomba de llenado, otro para la de vaciado, el tercero para el moto-reductor y el último para la bomba de vacío. Un quinto canal se empleó para la reposición del agua de enfriamiento perdida durante la operación de la bomba de vacío.

3.1.2 Material de soporte de microorganismos

El material de soporte fue poliuretano expandido en forma de hule espuma con una densidad de 30 kg/m³ y 94 % de porosidad (de acuerdo con el fabricante), el cual fue cortado en cubos de 1 cm de lado (figura 3.3). Considerando el área superficial como aquella de las caras de cada cubo, se contó con 129 m² (215 000 unidades, aportando cada una 0.0006 m²).

El material de soporte ocupó un volumen de 0.215 m^3 , al cual corresponde a 11.37 % del volumen del reactor.



Figura 3.3 Cubos de poliuretano (material de soporte) sin película biológica.

3.2 Desarrollo de la experimentación

La experimentación se realizó en dos pasos principales:

I: Acondicionamiento y arranque del reactor. Primero se acondicionaron los sistemas de aireación, llenado, vaciado y muestreo; posteriormente se verificó su correcta operación con agua potable y con agua residual sin la presencia de medio de soporte; una vez que se determinó su adecuado funcionamiento, se adicionó el material de soporte y se inició la operación. En este estado, se consideró la operación estable del sistema cuando la remoción de material orgánico (expresado como DQO) y nitrógeno alcanzaron valores estables y/o las bacterias acumuladoras de fosfatos se establecieron en la película biológica. Se consideró el establecimiento de la población de bacterias acumuladoras de fosfatos cuando al final de la fase anaerobia se tuvo una liberación de ortofosfatos de por lo menos el doble de la concentración inicial y la remoción de DQO en la fase anaerobia alcanzó el 80 % (Bernal y

González, 1998). Se consideró el establecimiento de bacterias nitrificantes cuando la remoción de nitrógeno amoniacal alcanzó valores de más de 90 %.

2: *Operación*. Una vez que el sistema se desempeñó de manera estable, se le operó variando la carga orgánica mediante ajustes en el volumen de recambio, de tal forma que el área superficial total del material de soporte expuesto al crecimiento de película biológica y el volumen remanente permanecieron constantes a lo largo de la experimentación.

3.2.1 Forma de operación del reactor discontinuo

El reactor discontinuo se operó para determinar el efecto de la carga orgánica aplicada sobre el tiempo de retención celular y las remociones de DQO, nitrógeno y fósforo. Para ello, el trabajo experimental, tras el periodo de arranque y estabilización, se dividió en tres etapas durante las cuales se variaron los volúmenes de recambio con el fin de obtener diferentes valores de carga orgánica. Es importante comentar que los volúmenes de recambio y las cargas orgánicas se modificaron con respecto a sus valores propuestos, lo cual se explica ampliamente en el capítulo de resultados (tabla 3.1).

Tabla 3.1 Características básicas de las etapas experimentales.

Periodo/etapa	Volumen de recambio propuesto (m ³)	Volumen de recambio real (m ³)	Carga orgánica esperada* (gDQO/m ² ·d)	Carga orgánica real** (gDQO/m ² ·d)
Arranque y estabilización	0.40	0.40	3	1.26
1	0.40	0.40	3	1.35
2	0.67	0.67	5	3.77
3	0.94	0.67	7	3.73

* Con base en una DQO total de 310 mg/L. ** Basada en la DQO del sobrenadante

Al realizar el cambio una etapa a la otra se consideró un periodo de estabilización, el cual se estableció con base en el desempeño del sistema (liberación de ortofosfatos en condiciones anaerobias y remociones logradas).

El reactor se operó con un volumen remanente constante de 900 L y en ciclos de 8 horas que constaron de las fases de llenado, reacción y descarga:

- Llenado: El reactor se alimentó con agua residual municipal procedente de Ciudad Universitaria y de la colonia Copilco el Alto. El tiempo requerido para esto siempre fue menor de 10 minutos, de acuerdo con el volumen de recambio. El sistema se llenó sin aporte mecánico de aire.

- **Reacción:** Esta fase de operación se subdividió en dos: inmediatamente después del llenado y hasta el final de la cuarta hora del ciclo se mezcló el contenido del reactor sin aportarle aire, por lo que se tuvieron condiciones de reacción anóxicas y luego anaerobias (determinadas por la actividad microbiana). Posteriormente se proporcionó aire al reactor y se tuvieron condiciones aerobias por las siguientes 4 horas. Esta división de la etapa de reacción se realizó con base en los trabajos de Muñoz-Colunga y González-Martínez (1996) y de Bernal et al. (1998), quienes determinaron que con un 50 % del tiempo de reacción aerobio se podía lograr una buena remoción de fósforo.
- **Descarga:** El efluente se retiró en el mismo tiempo que requirió el llenado. Durante la descarga se aireó el sistema para tener un buen mezclado y con ello retirar la mayor cantidad posible de biomasa en suspensión, con la limitante de que en el volumen remanente se conservó una pequeña cantidad de microorganismos.

La hora en que se efectuaron los ciclos es importante debido a que las características del agua residual variaron a lo largo del día. En este experimento, se alimentó el reactor a las 8:00 a.m., 4:00 p.m. y 12:00 p.m. Los dos primeros periodos de alimentación correspondieron a horas en las cuales las actividades fueron altas y durante el tercer periodo de alimentación se tuvo una baja actividad dentro de la Universidad (tabla 3.2).

Tabla 3.2 Características de los ciclos de operación del reactor.

Fase del ciclo		Hora de inicio, h: min			Duración, h:min
		Ciclo 1	Ciclo 2	Ciclo 3	
Llenado		8:00	16:00	00:00	0:10
Reacción	Anóxico- anaerobia	8:10	16:10	00:10	3:50
	Aerobia	12:00	20:00	04:00	3:50
Vaciado		15:50	23:50	07:50	0:10
Total					8:00

El primer volumen de recambio planteado se determinó con base en los trabajos de Vargas (2005) y Garzón y González (1996), quienes utilizaron también agua residual municipal proveniente del Campus Universitario y Copilco el Alto. Los volúmenes de recambio restantes se fijaron con la intención de apreciar su efecto en el tiempo de retención celular y de incrementar la carga orgánica, favoreciendo el crecimiento de las bacterias acumuladoras de fosfatos. Es importante comentar que durante la segunda mitad la tercera etapa se controló la temperatura en el reactor mediante una

resistencia eléctrica controlada con un termostato, con el fin de apreciar su efecto sobre la nitrificación y la remoción de ortofosfatos.

El valor de carga orgánica se calculó con la ecuación 2.13, considerando que el área superficial del material de soporte fue de 129 m² y se tuvieron 3 ciclos al día. Considerando una carga inicial de 3 gDQO/m²·d (etapa 1), equivalente a un volumen de recambio de 0.4 m³, y tres recambios al día, se calculó el tiempo necesario para la renovación del agua remanente en el reactor en $1.3 \text{ m}^3 / ((0.4 \text{ m}^3/\text{ciclo})(3\text{ciclos/d})) = 1.08 \text{ d}$. Con el segundo recambio, correspondiente a una carga orgánica de 5 gDQO/m²·d (etapa 2), la renovación de esta agua se calculó en $1.57 \text{ m}^3 / ((0.67 \text{ m}^3/\text{ciclo})(3\text{ciclos/d})) = 0.78 \text{ d}$. El tiempo de permanencia del agua remanente en el reactor para la tercera etapa (Carga orgánica = 7 gDQO/m²·d) fue $1.84 \text{ m}^3 / ((0.94 \text{ m}^3/\text{ciclo})(3\text{ciclos/d})) = 0.65 \text{ d}$. Así, el tiempo de residencia de la biomasa en suspensión desprendida de la película biológica fue el mismo que el del agua remanente. Por esto, la participación de la biomasa suspendida en la remoción de contaminantes debió ser limitada, lo cual es congruente con el trabajo de Li et al. (2003), que establece que la biomasa en suspensión no es la que determina la eficiencia del tratamiento por estar en mucho menor cantidad con respecto a la fija en la película biológica.

El volumen remanente se determinó con base en la facilidad de dar mantenimiento al sistema y en lo recomendado por Morper (1994), quien establece como adecuada una fracción de empaque en el reactor de por lo menos 10 %.

3.3 Muestreo

Este trabajo experimental incluyó tres tipos de muestreo:

1. El primero se realizó para determinar el comportamiento general del sistema. Para ello, se tomaron muestras compuestas de 24 horas del influente, efluente y de la fase líquida al final de la fase anóxico-anaerobia. Este muestreo se realizó 2 veces a la semana.

La toma de muestras compuestas se efectuó mediante bombas peristálticas, cada una con 2 cabezales Master Flex número 18 en paralelo. Para el influente y el efluente, las bombas operaron al mismo tiempo que las de alimentación y vaciado. Las muestras del final de la fase anóxico-anaerobia fueron obtenidas con una tercera bomba peristáltica controlada por el reloj programable, la cual funcionó durante los últimos 10 minutos de esta fase. Estas muestras se enviaron directamente a un recipiente dentro de un refrigerador a 4° C, donde fueron almacenadas.

2. El segundo tuvo la finalidad de conocer el comportamiento de los parámetros durante todo un ciclo de operación para cada etapa experimental y se efectuó una vez a la semana. Para ello se tomaron

muestras puntuales del efluente del ciclo previo, influente, fase líquida cada hora y efluente. La muestra del efluente del ciclo previo se consideró necesaria para realizar balances de materia en el reactor.

3. El tercero fue el de la biomasa adherida al medio de soporte, la cual fue caracterizada una vez a la semana el mismo día en que se analizó todo un ciclo de operación. En éste se tomaron de uno a dos cubos del reactor durante la última hora del ciclo y se observó el color y desgase presentado. Posteriormente, este material fue exprimido, lavado y filtrado sobre un papel filtro Whatman con diámetro de poro de 1.6 μm puesto previamente a peso constante.

El filtro con la biomasa retenida se trató de igual manera que en la determinación de sólidos suspendidos totales. La decisión de tomar uno o dos cubos por determinación se basó en la cantidad de biomasa en ellos: en las primeras semanas de experimentación se esperaban pocos sólidos en el material de soporte, de tal forma que se pudieron filtrar adecuadamente los sólidos de dos cubos, en tanto que al transcurrir el tiempo de operación su cantidad en el material de soporte se incrementó, de tal forma que el filtrado de dos piezas ya no fue conveniente por la posible obstrucción del filtro y se trabajó con un elemento.

3.4 Análisis de las muestras

Los parámetros fisicoquímicos analizados, la programación del muestreo y el fundamento de la técnica analítica para su determinación son mostrados en la tabla 3.3 y la sensibilidad y los límites de detección de las técnicas analíticas se muestran en la tabla 3.4. Las pruebas para determinar especies en solución (excepto oxígeno) fueron realizadas con kits estandarizados de la compañía Merck, los cuales se basan en la formación de un compuesto colorido que se determina espectrofotométricamente. Los sólidos suspendidos totales (SST) se determinaron mediante filtración en filtros de 1.6 μm y gravimetría. El oxígeno disuelto se midió con un equipo de Yellow Spring Instruments y el pH con un medidor de Conductronic. La demanda química de oxígeno (DQO) se determinó mediante el método de reflujo cerrado y se realizaron tres variaciones a la técnica: DQO total, en la que se incluyen las fases líquidas y sólidas de la muestra; DQO sobrenadante (se descarta la fracción sólida que sedimenta en 25 minutos por lo que representa la DQO del sobrenadante) y DQO soluble (se elimina de la muestra la fracción de sólidos retenida en un filtro de 1.6 μm).

Es importante comentar que la DQO sobrenadante se efectuó de manera rutinaria en debido a que, con respecto a la soluble, su determinación es más rápida, ha sido utilizada en otros trabajos con éxito (Vargas, 2005; Orantes et al., 2001) y a que la muestra sedimentada representa de manera cercana el efluente de un sistema biológico con sedimentación secundaria.

Tabla 3.3 Programa de muestreo.

Muestreo	Fase líquida		Material de soporte	Técnica analítica y/o forma de determinación	Referencia de la técnica analítica
	General	Ciclo de operación			
DQO total y sobrenadante	X	X		Reflujo cerrado, espectrofotometría	APHA 5220-C, NMX-AA-030-SCFI-2001
DQO soluble		X			
Nitrógeno amoniacal	X	X		Indofenol, espectrofotometría	APHA 4500-NH ₃ -D
Nitrógeno de nitratos	X	X		Nitrocompuesto, espectrofotometría	Merck KGaA (artículo 1.14773.0001)
Nitrógeno de nitritos	X	X		Reacción de Griess, espectrofotometría	APHA 4500-NO ₂ -B
Fósforo de orto fosfatos	X	X		Complejo molibdeno vanadato ácido fosfórico, espectrofotometría	APHA 4500-P-C
Sólidos suspendidos totales	X	X	X	Gravimetría	APHA 2540-D
Oxígeno disuelto		X		Electrodo de membrana	APHA 4500-O-G, NMX-AA-012-SCFI-2001
pH	X	X		Potenciometría	APHA 4500-H ⁺ -B
Temperatura	X	X		Manual, termómetro	APHA 2550-B, NMX-AA-007-SCFI-2000

Tabla 3.4. Sensibilidad y límite de detección de las técnicas analíticas empleadas.

Parámetro	Sensibilidad	Límite de detección
Demanda química de oxígeno	± 2 mg/L	10 mg/L
Nitrógeno amoniacal	± 0.3 mg/L	2 mg/L
Nitrógeno de nitratos	± 0.1 mg/L	0.5 mg/L
Nitrógeno de nitritos	± 0.004 mg/L	0.02 mg/L
Fósforo de ortofosfatos	± 0.5 mg/L	1 mg/L
Oxígeno disuelto	± 0.1 mg/L	0 mg/L
pH	± 0.005	0

4. RESULTADOS

En este capítulo se presentan y analizan los resultados para cada uno de los parámetros analizados. Las secciones 4.1 a 4.8 presentan los resultados obtenidos con base en muestras compuestas de 24 horas y de los ciclos. Un ciclo es el conjunto de operaciones y procesos unitarios en un reactor que se desarrollan de manera consecutiva y que son repetidos progresivamente en el tiempo (Wilderer et al., 2001): llenado, reacción y vaciado en el presente trabajo. La sección 4.9 muestra los resultados de la cantidad de biomasa (como masa seca) adherida al material de soporte. Para efectuar el análisis de los resultados se trabajó por separado para cada una de las etapas experimentales, desde el arranque y estabilización hasta la etapa 3, con el fin de buscar diferencias y similitudes entre ellas y relacionar el comportamiento del sistema con la carga orgánica y, eventualmente, con otras variables.

La operación del reactor comenzó el 04 de julio de 2005 y éste fue supervisado hasta tener condiciones estables (01 de septiembre del mismo año). La etapa 1 comprendió desde el 02 de septiembre hasta el 18 de octubre de 2005 y se caracterizó por una carga orgánica baja. La segunda etapa, que inició el 19 de octubre y terminó el 19 de diciembre de 2005, tuvo como característica más importante una mayor carga orgánica respecto a la primera. Posteriormente se tuvo el periodo vacacional de la UNAM, durante el cual la carga orgánica fue nuevamente baja. La tercera etapa inició el 04 de enero, finalizó el 24 de febrero de 2006 y en ella la carga orgánica fue igual que en la segunda etapa (estadísticamente

dicho, sustentado por una prueba de igualdad de medias). Dentro de esta etapa final se trabajó a temperatura ambiente por el primer mes y a 20° C controlados durante el segundo (tabla 4.1).

Tabla 4.1 Desarrollo de las etapas de experimentación.

Periodo o etapa	Fecha	Estabilización	Operación estable (días de operación)
Arranque	Julio 04 a septiembre 01 de 2005	-	-
1	Septiembre 02 a octubre 18 de 2005	-	Septiembre 02 a octubre 18 (61 a 107)
2	Octubre 19 a diciembre 19 de 2005	Octubre 19 a noviembre 03 de 2005	Noviembre 04 a Diciembre 19 (125 a 170)
Vacaciones UNAM	Diciembre 20 de 2005 a enero 03 de 2006	-	-
3	Enero 04 a febrero 24 de 2006	-	Enero 04 a febrero 24 (186 a 237)

El trabajo experimental, tras el periodo de arranque y estabilización, se efectuó en tres etapas (tabla 4.2). Los volúmenes de recambio se definieron con base en la DQO del agua residual con la finalidad de operar con diferentes cargas orgánicas. Sin embargo, debido a la variación natural de las características del agua residual durante la temporada de lluvias y de vacaciones de la UNAM y a que se decidió controlar la temperatura en 20° C durante la etapa 3, el volumen de agua a tratar permaneció constante durante las etapas 2 y 3 para determinar si la temperatura afectó o no de manera importante la actividad de los microorganismos.

El segundo volumen de recambio se fijó con base en la DQO media del influente con el propósito de ajustar la carga orgánica en 3.2 gDQO_{sob}/m²·d. Sin embargo, al realizar esto la DQO en el agua residual cruda varió nuevamente, lo cual causó que se tuviera una carga de 3.77 gDQO_{sob}/m²·d. Este volumen se conservó debido a que se notó el establecimiento de bacterias acumuladoras de fosfatos en el sistema.

Tabla 4.2 Características de las etapas experimentales.

Periodo/etapa	Volumen de recambio (m ³)	Temperatura	Carga orgánica (gDQOsob/m ² ·d)
Arranque y estabilización	0.40	Ambiental	1.26
1	0.40	Ambiental	1.35
2	0.67	Ambiental	3.77
3	0.67	Ambiental y controlada a 20° C	3.73

4.1 pH y temperatura

El pH es un parámetro de gran importancia ya que es en un intervalo bien delimitado en el que los microorganismos pueden vivir y/o predominar: las bacterias nitrificantes se desarrollan a pH de 7.5 a 9 y con suficiente alcalinidad; la desnitrificación se da de manera óptima entre 7 y 8 y la remoción de ortofosfatos a 7.2 o ligeramente mayor (Metcalf & Eddy, 2004; Mulkerrins et al., 2004).

A lo largo de toda la operación del sistema, el pH presentó ligeras variaciones. En el influente se tuvieron valores desde 7.03 hasta 8.40, al final de la fase anóxico-anaerobia de entre 7.01 y 8.16 y en el efluente de 7.11 a 8.14 (figura 4.1). Solamente durante el periodo vacacional de la UNAM se presentó una disminución en el pH hasta valores de 7, el cual rápidamente tomó sus valores previos una vez reestablecidas las actividades en la universidad.

Durante la operación del sistema se notó que los valores de pH en el final de la fase anóxico-anaerobia y en el efluente fueron ligeramente menores que los del influente, lo cual se verifica con los datos promedio presentados en la tabla 4.3.

Con excepción del periodo de vacaciones, la reducción del pH en la etapa anóxico-anaerobia de las tres etapas experimentales puede considerarse como un indicador de la producción de ácidos grasos volátiles (AGV) mientras que el correspondiente decremento en la fase aerobia (etapas 1 y 3) puede vincularse con la producción de iones H⁺ por los procesos de nitrificación (Metcalf & Eddy, 2004). Cuevas (1998) obtuvo concentraciones de AGV de cerca de 200 mg/L y valores de pH de entre 5.7 y 5.9 en el efluente de un fermentador discontinuo que trató agua residual municipal enriquecida con molazas de azúcar y fosfato ácido de potasio. Bernal y González (1998) lograron producir cantidades de AGV adecuadas para el establecimiento de bacterias acumuladoras de fosfato (BAF) a pH de entre 7.27 y 7.48 en un sistema discontinuo de lodos activados. Sin embargo, la variación en el pH fue muy pequeña para concluir sobre la influencia de los AGV sobre el pH. En cambio, la presencia de bacterias

acumuladoras de fosfato durante las etapas 2 y 3, manifestada por la liberación de ortofosfatos a la fase líquida durante la fase anóxico-anaerobia, indicó la producción de ácidos grasos volátiles.

Tabla 4.3 Comportamiento del pH a lo largo del experimento.

Etapa	Carga orgánica (gDQOsob/m ² ·d)	Influente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluente
1	1.35	8.03 ± 0.26	7.98 ± 0.33	7.83 ± 0.22
2	3.77	8.05 ± 0.16	7.77 ± 0.17	7.78 ± 0.22
3	3.73	7.80 ± 0.48	7.64 ± 0.34	7.58 ± 0.30

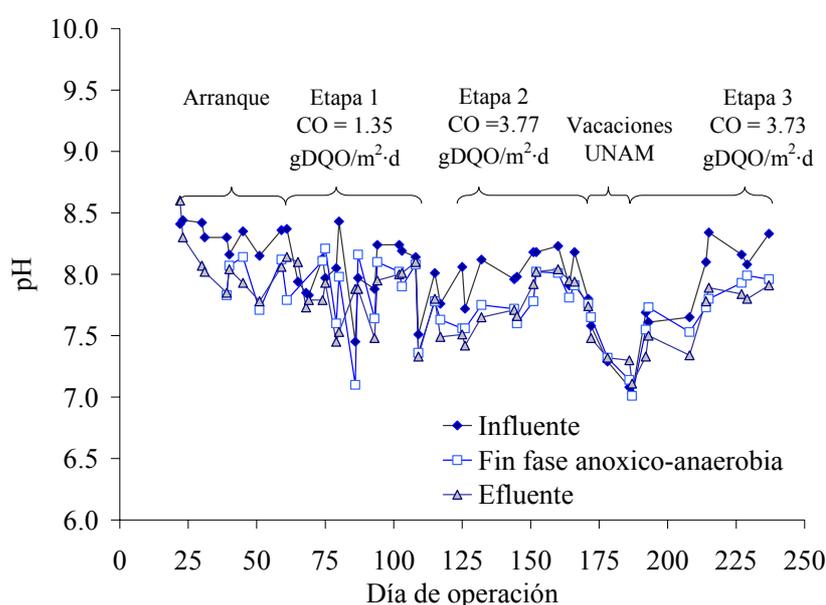


Figura 4.1 Valores de pH a lo largo de la experimentación.

Los datos obtenidos de los ciclos muestran que el pH tendió a disminuir durante la fase anóxico-anaerobia y, en general, se mantuvo casi constante en la fase aerobia. La figura 4.2 muestra 3 perfiles de pH determinados durante tres ciclos seleccionados por considerarse representativos del comportamiento del sistema bajo 3 condiciones de carga orgánica.

En estos perfiles se observa que el pH disminuyó ligeramente en la fase anóxico-anaerobia y que en la fase aerobia se incrementó ligeramente. Sin embargo, en algunos otros ciclos (anexo 4) se tiene un ligero descenso en el pH durante la fase aerobia y la misma disminución durante la anóxico-anaerobia. Esto indica que en la fase anóxico-anaerobia se observa acidificación.

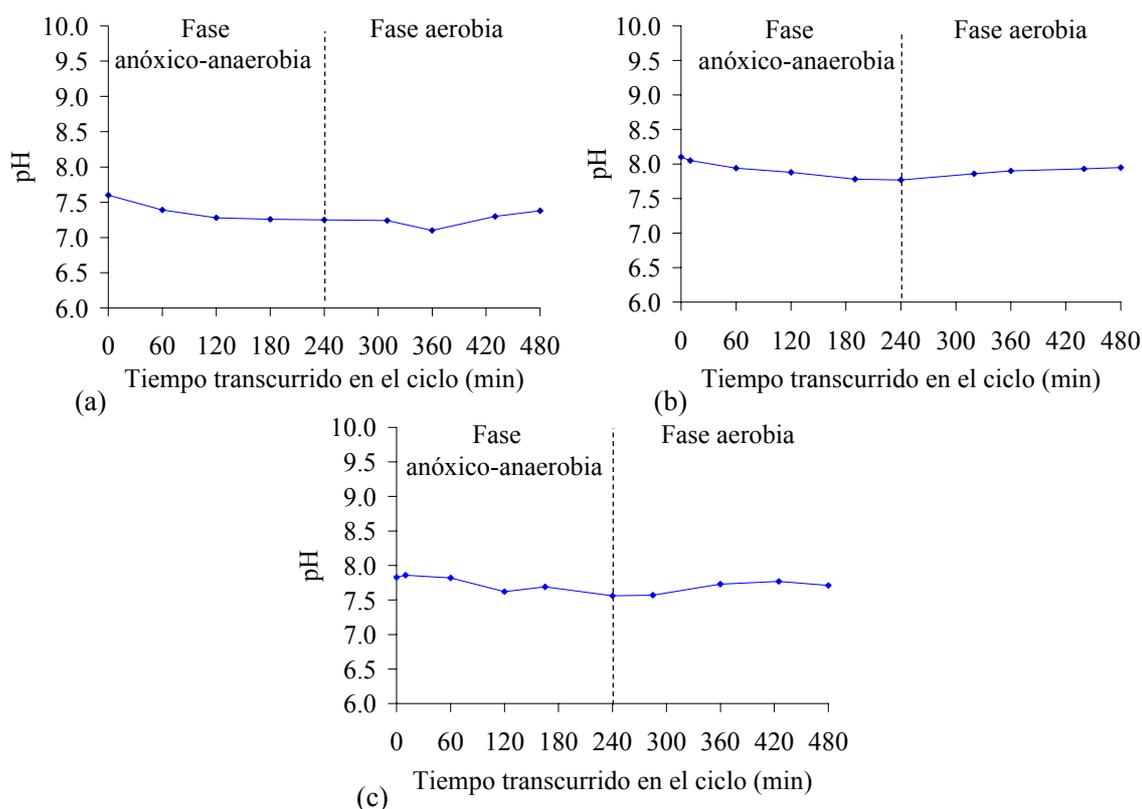


Figura 4.2 Perfil de pH para un ciclo de operación. (a) Etapa 1, día 93; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, día 234.

La temperatura es una variable importante en los sistemas biológicos debido a que afecta las tasas de reacción e influye en la transferencia de masa gas-líquido, las características de sedimentación de la biomasa y la solubilidad del oxígeno en el agua a una presión dada. Así, por ejemplo, se requieren temperaturas de 30 a 36° C para una óptima nitrificación, de 10 a 30° C para la desnitrificación y de 5 a 30° C para la remoción de ortofosfatos (Mulkerrins et al., 2004; Cuevas, 1998).

La figura 4.3 presenta el registro de la temperatura determinada a las 8:10 horas durante todo el trabajo experimental. Se observa una disminución paulatina en la temperatura desde el inicio de la operación hasta los primeros días de la tercera etapa experimental, lo cual se debió al efecto del ambiente sobre el sistema. Es importante comentar que el empleo de una resistencia eléctrica para calentamiento se hizo a partir de la tercera etapa y la temperatura se ajustó a 20° C. En la misma figura se observa que la temperatura dentro del reactor a las 8:10 horas se mantuvo en 19° C durante el periodo en que se controló. Esto es debido a que la temperatura del influente fue menor a 20° C y el calentamiento del contenido del reactor tras el llenado no fue instantáneo.

La temperatura del agua residual dentro del reactor durante la primera etapa fue mayor que en la segunda (figura 4.3), de forma que la nitrificación se favoreció durante la primera etapa (considérese

además que, de acuerdo con Zhang et al. (1994), la nitrificación se incrementa con cargas orgánicas bajas debido a la menor competencia por el oxígeno entre las bacterias nitrificantes y las heterótrofas. Las bacterias acumuladoras de fosfatos se beneficiaron de la temperatura sólo hasta la segunda etapa dado que, según Cuevas (1998) y Mulkerrins et al. (2004), las bacterias acumuladoras de fosfatos son mesófilas de bajo rango o, inclusive, psicrófilas. A lo largo de las vacaciones de la UNAM la temperatura disminuyó nuevamente, la nitrificación se incrementó y la remoción de fósforo se redujo; durante la etapa 3 la temperatura se mantuvo entre 15 y 20° C (la mayor parte del tiempo en 20° C), la nitrificación lograda disminuyó y las bacterias acumuladoras de fosfatos se manifestaron nuevamente.

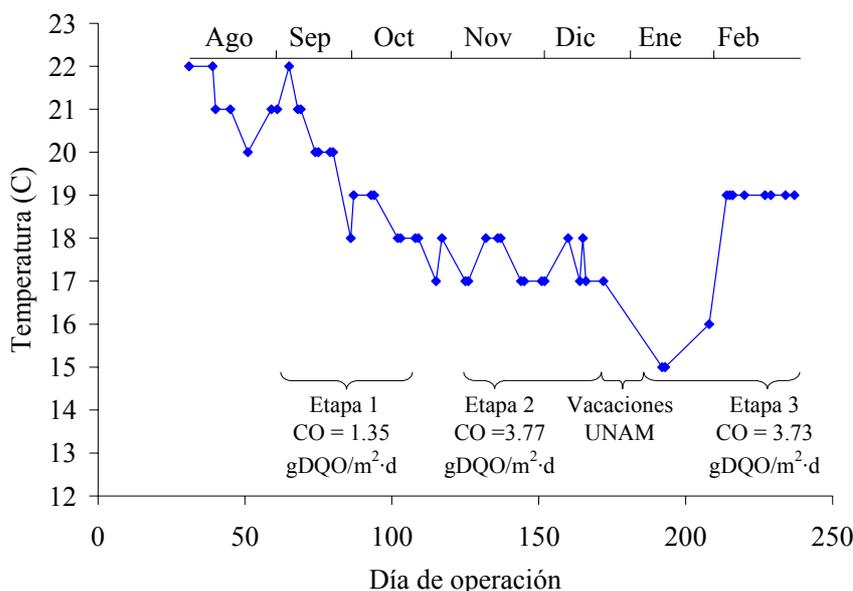


Figura 4.3 Progresión de la temperatura a lo largo de la experimentación (determinada diario a las 8:10 horas).

Antes de efectuar el control de temperatura (día 214), ésta varió algunos grados centígrados a lo largo del día, dependiendo de la estación del año; en cambio, una vez controlada, su variación se redujo a un grado centígrado. La figura 4.4 muestra dos perfiles de temperatura durante 48 horas cada uno. El de la izquierda fue determinado durante los días 11 y 12 de enero de 2006 (días 193 y 194 de operación) con valores máximos de 18° C durante las horas de luz y mínimos de 15° C a las 8:10 horas. El perfil de la derecha, determinado el 12 y 13 de marzo de 2006, muestra la variación de la temperatura después de instalar el sistema de control. La temperatura media en el reactor con el sistema de control fue de 20 ± 1 °C.

Con esta información y considerando que la nitrificación se reduce a tasas muy bajas hasta los 7° C (Castrejón, 2005), se puede considerar que la temperatura de operación en todo el experimento estuvo en el rango adecuado para los procesos de nitrificación, desnitrificación y remoción de fósforo. Sin

embargo, se decidió controlar la temperatura en 20° C durante la tercera etapa experimental ($CO = 3.73$ gDQO/m²·d) para evitar que ésta continuara disminuyendo.

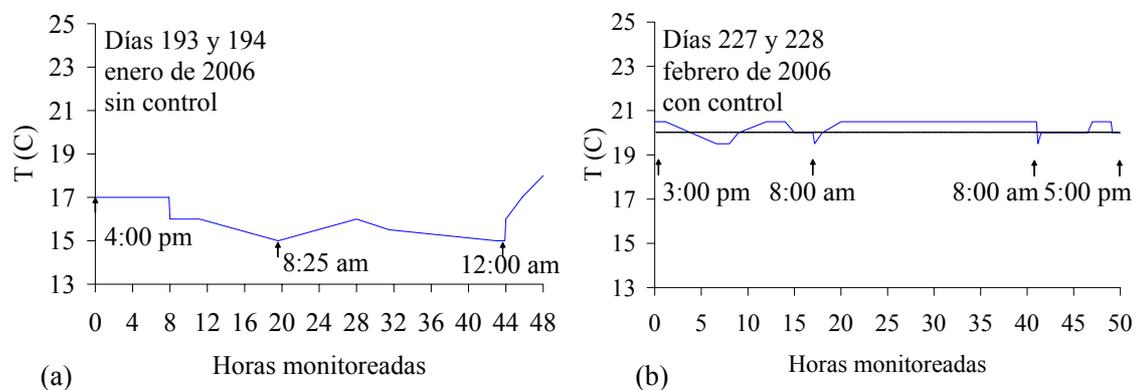


Figura 4.4 Perfiles de temperatura durante dos días de experimentación de la etapa 3. (a) antes de controlar la temperatura y (b) con control de temperatura.

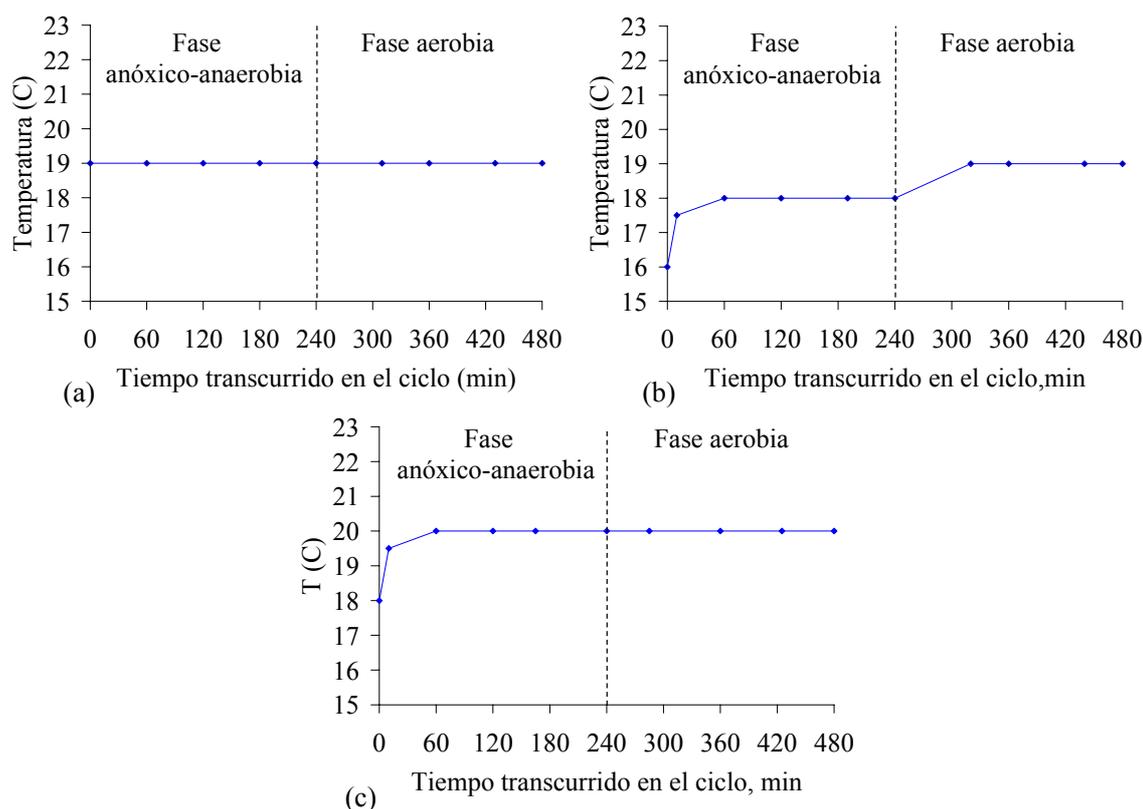


Figura 4.5 Perfil de temperatura para un ciclo de operación. (a) etapa 1, día 93; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, día 234.

La figura 4.5 muestra tres perfiles de temperatura que fueron determinados durante ciclos que se seleccionaron por ser representativos del comportamiento del sistema bajo 3 cargas orgánicas. La

temperatura tuvo un comportamiento variado durante los ciclos. Durante la etapa 1 ($CO = 1.35$ gDQO/m²·d) la temperatura fue constante o tuvo incrementos a lo largo del ciclo; en la etapa 2 ($CO = 3.77$ gDQO/m²·d) la temperatura tuvo variaciones horarias y siempre se incrementó conforme el ciclo transcurrió; en la etapa 3 la temperatura fue prácticamente constante a partir de la primera hora de operación debido al control efectuado, aunque en algunos casos se determinaron valores ligeramente superiores en las últimas horas de los ciclos analizados en días soleados.

4.2 Sólidos suspendidos totales

Este parámetro da información útil en la caracterización del reactor: se usa para calcular el tiempo de retención celular, representa la materia orgánica e inorgánica no disuelta en el influente y es proporcional a la biomasa suspendida en la fase líquida del reactor (Metcalf & Eddy, 2004).

En la figura 4.6 se observa que el influente presentó valores de entre 50 y 670 mg/l, los cuales variaron notablemente de un día a otro. Durante la primera etapa se tuvo una mayor variación en los SST del influente que en las etapas 2 y 3, la cual se debió a las características variables del agua residual. Los sólidos suspendidos totales en el efluente no mostraron proporcionalidad con respecto a la carga orgánica media (tabla 4.4). Una relación entre la carga orgánica y la biomasa suspendida era esperada debido a que mayor carga se tiene un crecimiento bacteriano más rápido, el grosor de la película se incrementa y el desprendimiento de fragmentos de ésta aumenta de la misma forma (González, 1998). Debido a que los SST en el influente presentaron grandes variaciones no es posible reconocer con claridad la influencia de los SST en el influente sobre los del efluente, independientemente del crecimiento de la película biológica (tabla 4.4).

Tabla 4.4 Comportamiento de los SST en influente y efluente durante las etapas experimentales.

Etapa	Carga orgánica (gDQO _{sob} /m ² ·d)	SST influente (mg/L)	SST efluente (mg/L)	$\frac{SST_{efluente}}{SST_{influyente}}$
1	1.35	169 ± 104	192 ± 124	1.34 ± 0.66
2	3.77	207 ± 129	232 ± 58	1.41 ± 0.60
3	3.73	270 ± 148	295 ± 98	1.25 ± 0.48

Además, en la tabla 4.4 se observa que el incremento medio en SST en el efluente fue de 34, 41 y 25 % con respecto a los que ingresaron al sistema en las etapas 1, 2 y 3, respectivamente, pero su alta desviación estándar no permite establecer la producción neta de sólidos durante toda la operación, pues en varios días se tuvieron menos SST en el efluente que en el influente.

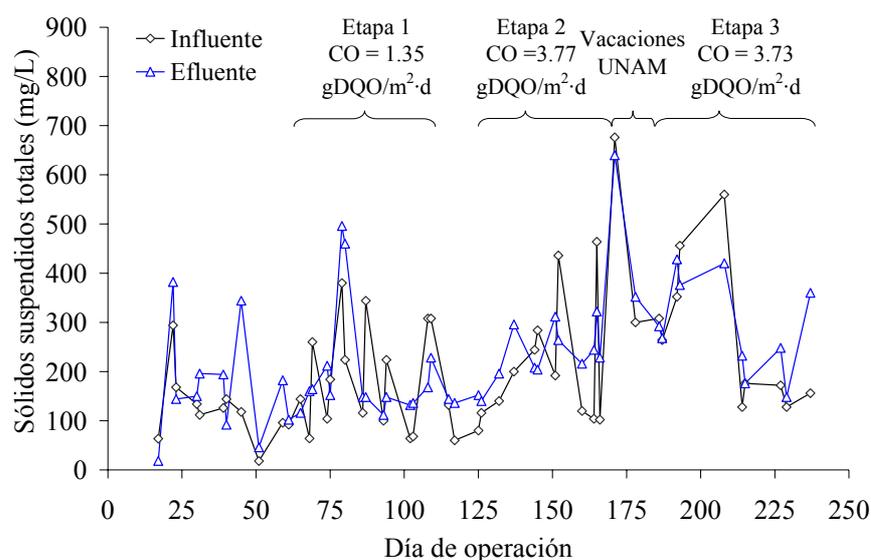


Figura 4.6 Sólidos suspendidos totales en influente y efluente a lo largo de la experimentación.

Dado que no se observó un incremento de sólidos suspendidos totales con respecto a la carga orgánica y los cubos de hule espuma tendieron a acumular biomasa a lo largo de la experimentación, se puede decir que la cantidad de SST en el reactor fue gobernada por su contenido en el influente y por los procesos de desprendimiento de biomasa de la película biológica.

En varias muestras los SST en el efluente fueron inferiores a los del influente, lo cual podría llevar a la idea de que no se tuvo un crecimiento de biomasa en esos casos. Para aclarar eso, considérese que la mayor parte de las reacciones bioquímicas se efectuaron por los microorganismos de la película biológica, que la biomasa en ésta se incrementó a lo largo de la experimentación y que el influente contenía cantidades importantes de SST, parte de los cuales fue degradada durante la reacción.

La figura 4.7 muestra que la cantidad de sólidos suspendidos totales en el efluente a lo largo de la operación estuvo relacionada con la del influente, lo cual confirma el planteamiento de que los SST en el reactor fueron gobernados por su contenido en el influente y no por la carga orgánica aplicada, a pesar del amortiguamiento efectuado por el volumen remanente en el reactor y de los procesos de hidrólisis en la fase anóxico-anaerobia. Así, al incrementarse los SST del influente se tuvo un aumento en los del efluente. Si los datos de esta figura se aproximaran a una línea recta, la ordenada al origen representaría los sólidos producidos por crecimiento si en el influente no hubiera SST, la pendiente m la variación de los SST en el efluente respecto a los del influente y $1-m$ la fracción de SST removida. Sin embargo, los datos tienen una dispersión alta y no sería correcto concluir sobre su regresión lineal.

Durante la etapa 1 ($CO = 1.35 \text{ gDQO/m}^2\cdot\text{d}$) los SST no mostraron alguna tendencia en su comportamiento durante la fase anóxico-anaerobia y disminuyeron durante la fase aerobia (figura 4.8 superior izquierda). En la segunda etapa ($CO = 3.77 \text{ gDQO/m}^2\cdot\text{d}$) la concentración de SST se

incrementó durante la fase anóxico-anaerobia y se redujo en la fase aerobia (figura 4.8 superior derecha). Durante la tercera etapa experimental ($CO = 3.73 \text{ gDQO/m}^2\cdot\text{d}$) los SST tuvieron un comportamiento variable en la fase anóxico-anaerobia (figura 4.8 inferior y anexo 2) y durante la fase aerobia su concentración disminuyó en todos los ciclos salvo el del día 213 (anexo 2).

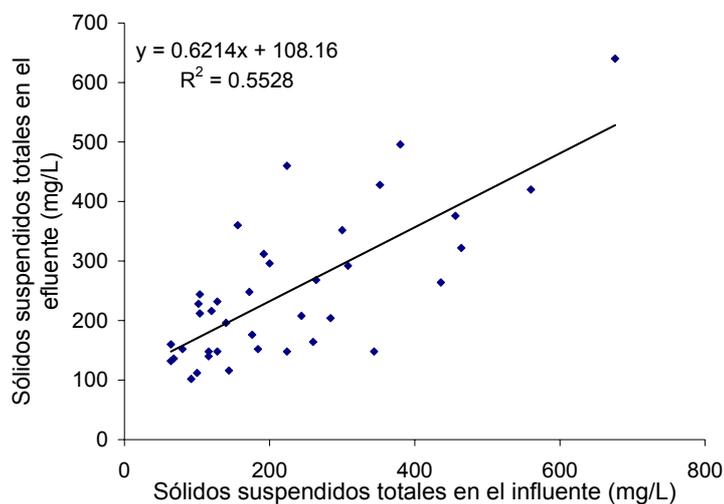


Figura 4.7 Sólidos suspendidos totales en el efluente con respecto a los del influente.

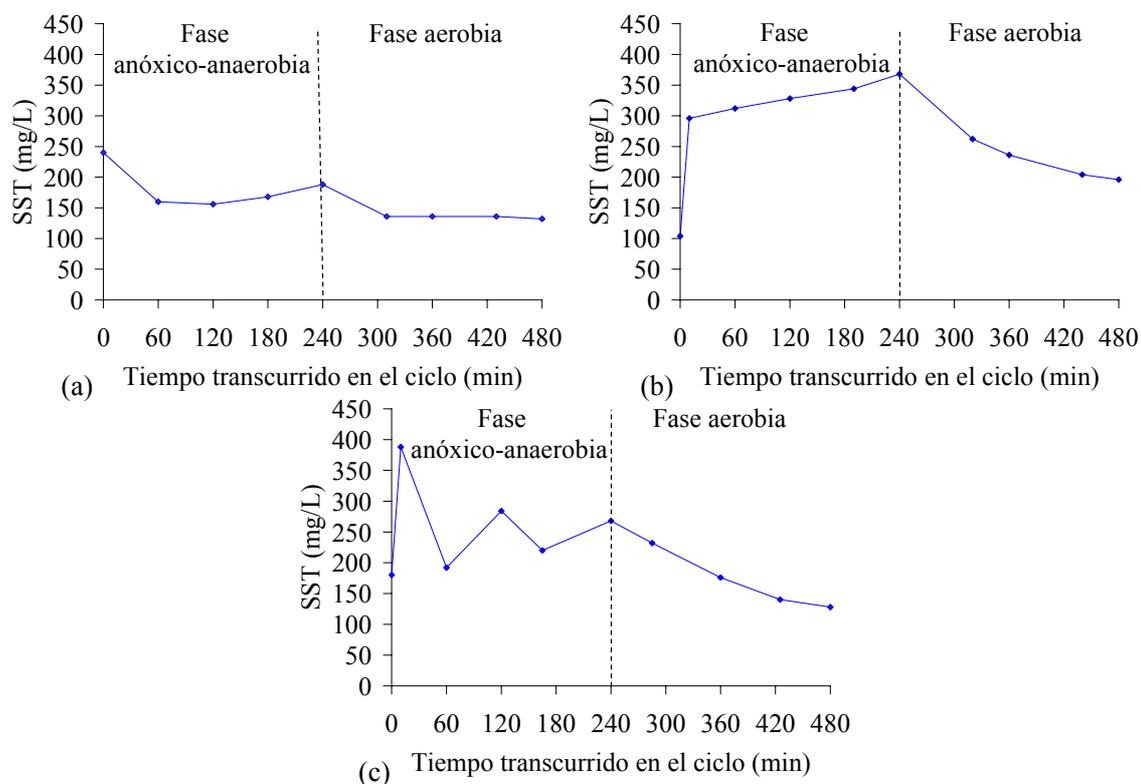


Figura 4.8 Perfil de SST para un ciclo de operación. (a) etapa 1, día 93; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, día 234.

El incremento en la concentración de SST durante la fase anóxico-anaerobia de algunos ciclos pudo deberse al crecimiento de bacterias facultativas y que pueden desnitrificar. La reducción en SST durante la fase anóxico-anaerobia de algunos de los ciclos analizados (principalmente en la etapa 1) probablemente fue debida a la hidrólisis de materia orgánica particulada. Los SST disminuyeron en la fase aerobia de los ciclos analizados durante las tres etapas experimentales (salvo en el ciclo del día 213), lo cual puede deberse a los procesos de depredación, consumo endógeno, oxidación química (por el oxígeno del aire suministrado) o hidrólisis.

4.3 Carga orgánica

La carga orgánica (CO, véase la ecuación 2.13 en Antecedentes) es un parámetro importante que determina el comportamiento global de los sistemas biológicos para tratamiento de aguas residuales. A pesar de que la definición de carga orgánica superficial involucra a la DQO total como el sustrato a considerar, en este trabajo no se utilizó esta DQO debido a que la alta cantidad de sólidos suspendidos totales en el influente afectó de manera importante a la DQO total de esta corriente. El agua a tratar no es sometida a un proceso previo de sedimentación primaria y la cantidad de materia particulada que contiene es importante y no toda es biodegradable. Esta influencia de los SST en la carga orgánica basada en la DQO total llevó a una correlación pobre entre ésta y algunos de los parámetros de respuesta, como los nitratos. Por esta razón se decidió utilizar la DQO sobrenadante como parámetro de referencia en los cálculos de carga orgánica.

También es importante comentar que las cargas orgánicas calculadas con DQO total y con DQO sobrenadante se comportaron de manera similar (figura 4.9) y que los SST en el influente influyeron en la carga orgánica basada en la DQO total pero no en la que emplea DQO sobrenadante, lo cual es mostrado en la figura 4.10, de donde se obtuvo que la DQO total podría estar relacionada de manera aproximadamente lineal con los SST del influente:

$$\begin{aligned} \text{DQO total} &= 0.8062 \cdot \text{SST} + 211.06 && \text{(Ecuación 4.1)} \\ r^2 &= 0.749 \end{aligned}$$

La primera etapa del experimento se efectuó con una carga orgánica baja con un valor promedio durante esta etapa de $1.35 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ con una desviación estándar de $\pm 0.44 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

A partir del día 108 se cambió el volumen de recambio de 0.40 a 0.67 m^3 con la finalidad de incrementar la carga orgánica a $3.2 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. Sin embargo, la DQO del influente aumentó también debido al término de los días de lluvias, de tal forma que la carga orgánica se incrementó ligeramente por encima de la deseada y durante la segunda etapa se tuvo un valor medio de 3.77 ± 0.79

$\text{gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. A pesar de este ligero exceso en la carga orgánica (figura 4.9), este recambio se conservó debido a que en pocos días las bacterias acumuladoras de fosfatos (BAF) se manifestaron, lo cual no había ocurrido hasta ese momento (sección 4.8).

Durante el periodo vacacional de la UNAM se conservó el recambio de 0.67 m^3 . La tercera etapa inició el día 186 y duró hasta el fin de la experimentación. En ésta no se cambió el caudal, de tal forma que la composición del agua fue la que modificó a la carga orgánica. Con esto, el valor medio durante este periodo fue de $3.73 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ con una desviación estándar de $\pm 0.89 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

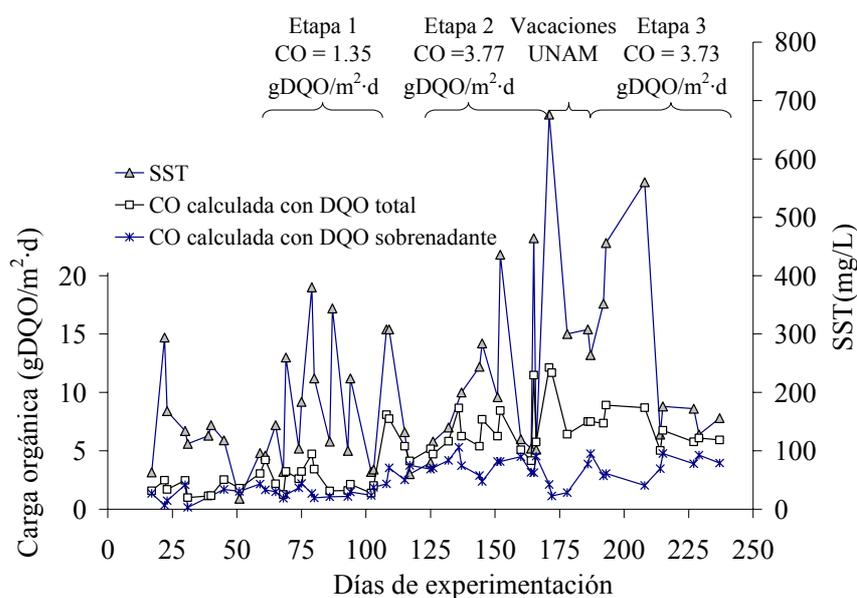


Figura 4.9 Carga orgánica a lo largo de la experimentación calculada con las DQO total y sobrenadante.

En la figura 4.9 se observa también una mayor variación en los valores de carga orgánica en la segunda y tercera etapas, lo cual fue ocasionado posiblemente por que estas etapas iniciaron cerca del fin de la temporada de lluvias y del retorno a clases tras el periodo vacacional navideño de la UNAM, hechos que modificaron los valores de la DQO del agua residual.

Dado que la carga orgánica es la variable de control o factor principal en este experimento, en las siguientes secciones se analizó su efecto sobre las variables de respuesta medidas, aunque antes de hacer esto se verificó, primero, que cada uno de sus valores de carga orgánica siguiera una distribución de probabilidad normal, y después que, estadísticamente dicho, existiera una diferencia entre las cargas medias de cada etapa.

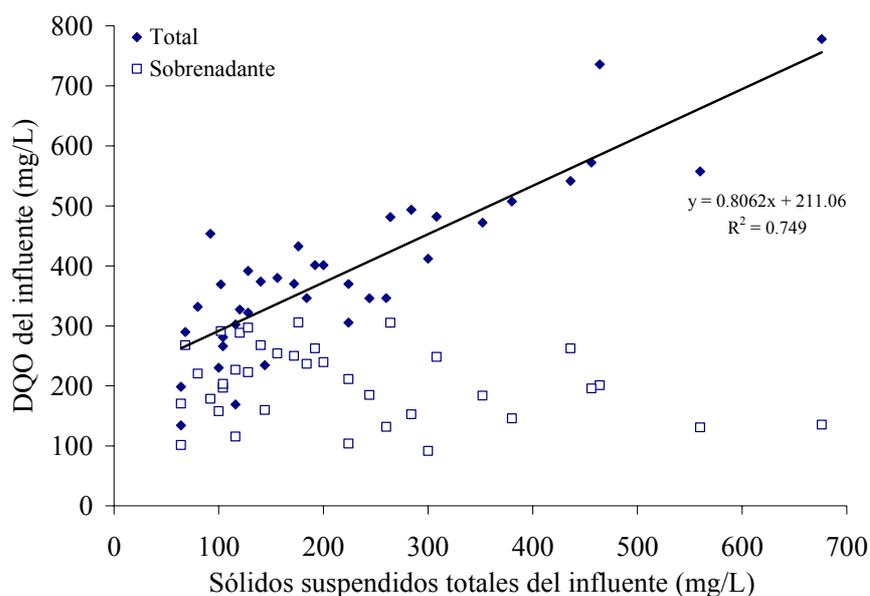


Figura 4.10 Relación de las DQO total y sobrenadante del influente con los SST del influente.

Para determinar la normalidad de los datos se efectuaron las pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov y Anderson-Darling para poblaciones pequeñas con el uso del software Stat::Fit® versión 2 (Geer Mountain Software Corporation, 2001). Para determinar si existió diferencia entre los tratamientos (cargas orgánicas para cada etapa) se realizó una prueba de igualdad de medias mediante el estadístico T en el software propio de una calculadora Hewlett Packard modelo HP 49G. La hipótesis nula fue la igualdad de medias, la alternativa su desigualdad y el nivel de significancia del 5 % (tabla 4.5).

Este análisis se efectuó para la CO calculada con las DQO total y sobrenadante con el fin de presentar la similitud entre los valores medios de éstas. Con la información anterior se obtuvo que las cargas orgánicas de las etapas 1, 2 y 3 pertenecieron, por separado, a una distribución normal y que no existió una diferencia entre sus valores en las etapas experimentales 2 y 3.

Durante el periodo vacacional se tuvo un rápido descenso en la carga orgánica, debido a que el agua residual presentó menor cantidad de contaminantes. Tan pronto como la carga orgánica disminuyó, el sistema se comportó de manera similar que en la etapa 1, con una buena remoción de $N-NH_4$.

Tabla 4.5 Estadística descriptiva y normalidad para la carga orgánica.

<i>Carga orgánica (DQO total)</i>	Etapa 1	Etapa 2	Etapa 3
<i>Estadística descriptiva (Stat::Fit®)</i>			
Número de datos	13	13	10
Media (gDQO _{total} /m ² d)	2.38	6.54	6.95
Mediana (gDQO _{total} /m ² d)	2.2	5.8	7.0
Moda (gDQO _{total} /m ² d)	2.7	7.8	7.0
Desviación estándar (gDQO _{total} /m ² d)	0.94	2.04	1.27
<i>Normalidad (Stat::Fit®)</i>			
Prueba de Anderson-Darling	Normal	Normal	Normal
Prueba de Kolmogorov-Smirnov	Normal	Normal	Normal
<i>Igualdad de medias</i>			
Prueba de T	A 5 % de significancia se acepta solamente la igualdad de medias entre las etapas 2 y 3.		
<i>Carga orgánica (DQO sobrenadante)</i>			
<i>Estadística descriptiva (Stat::Fit®)</i>			
Número de datos	13	13	10
Media (gDQO _{sobrenadante} /m ² d)	1.35	3.77	3.73
Mediana (gDQO _{sobrenadante} /m ² d)	1.23	3.73	3.88
Moda (gDQO _{sobrenadante} /m ² d)	1.46	3.84	3.40
Desviación estándar (gDQO _{sobrenadante} /m ² d)	0.45	0.79	0.89
<i>Normalidad (Stat::Fit®)</i>			
Prueba de Anderson-Darling	Normal	Normal	Normal
Prueba de Kolmogorov-Smirnov	Normal	Normal	Normal
<i>Igualdad de medias</i>			
Prueba de T	A 5 % de significancia se acepta solamente la igualdad de medias entre las etapas 2 y 3.		

4.4 Demanda química de oxígeno (DQO)

4.4.1 DQO sobrenadante

La DQO sobrenadante fue determinada tras la sedimentación de la materia suspendida del agua residual durante 25 minutos y su valor en el influente varió considerablemente de un día a otro. Durante la primera etapa se obtuvieron valores de entre 100 y 270 mg/L, de 150 y 340 mg/L para la segunda y para la tercera de entre 131 y 306 mg/L. En general, en las tres etapas la DQO al final de la

fase anóxico-anaerobia fue ligeramente superior a la del efluente, de tal forma que su mayor remoción se efectuó en esta fase (figura 4.11).

El que la mayor parte de la DQO sobrenadante haya sido removida en la fase anóxico-anaerobia es un indicador de la elevada actividad microbiana en ausencia de oxígeno molecular y la posible presencia de organismos acumuladores de fosfatos. Especialmente durante la segunda y tercera etapas se logró una liberación de ortofosfatos en la fase anóxico-anaerobia. Sin embargo, este comportamiento en la DQO puede también deberse a organismos facultativos, acumuladores de glucógeno (OAG) y/o bacterias capaces de desnitrificar (Zeng y colaboradores, 2004a).

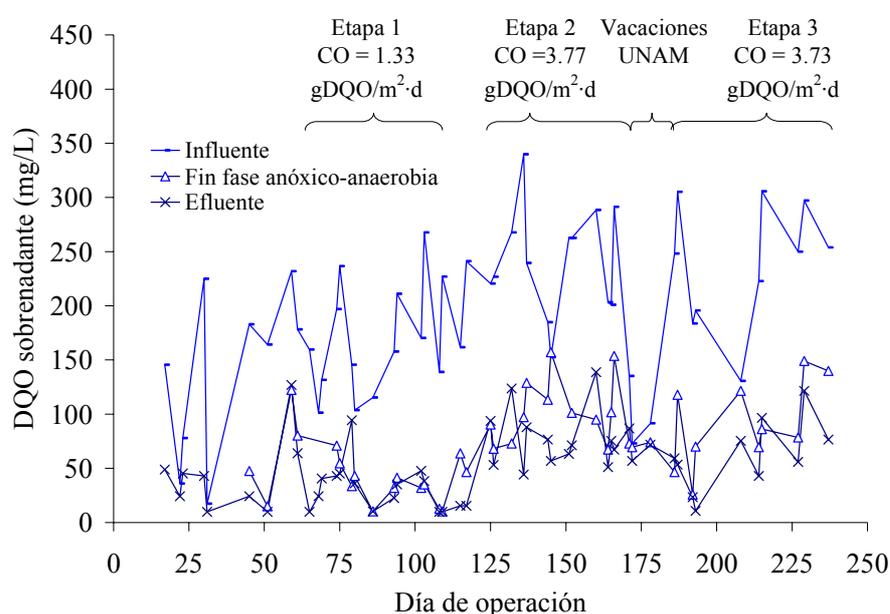


Figura 4.11 Comportamiento de la DQO sobrenadante a lo largo de la experimentación.

El comportamiento de la DQO sobrenadante fue uno de los parámetros que determinó la operación estable del sistema: a partir del día 60 la remoción de DQO sobrenadante fue cercana al 80 % (figura 4.12). Ese día se consideró como el comienzo de la etapa 1 del experimento.

La tasa específica de remoción de DQO sobrenadante se determinó como la DQO sobrenadante removida en un día dividida por el área superficial del material de soporte y se graficó con respecto a la carga orgánica aplicada, lo cual se muestra en la figura 4.13. En esta figura se aprecia que la mayor parte de las muestras tuvieron remociones de más del 50 % y la tasa específica de remoción de DQO se aproxima a una recta.

Tras analizar los datos de remociones en el software Stat::Fit® 2.0 se determinó que éstas pertenecen, por separado para las etapas 1, 2 y 3, a distribuciones normales, y los resultados de la prueba de T no

muestran una diferencia entre las remociones medias (tabla 4.6). Sin embargo, la información obtenida de este experimento no permite concluir sobre la influencia de la carga orgánica aplicada sobre el porcentaje de DQO removido debido a que el número de datos de cada etapa es pequeño y la dispersión grande.

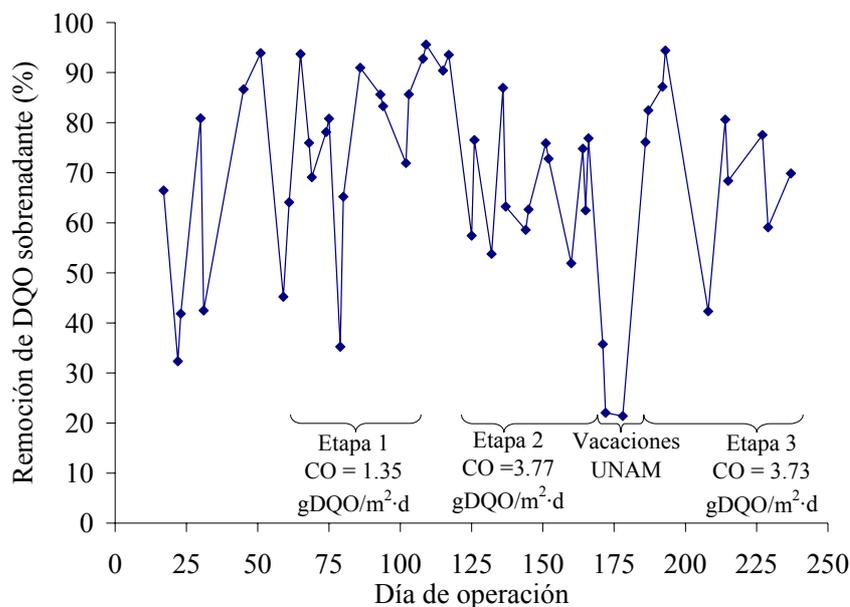


Figura 4.12 Remoción de DQO sobrenadante.

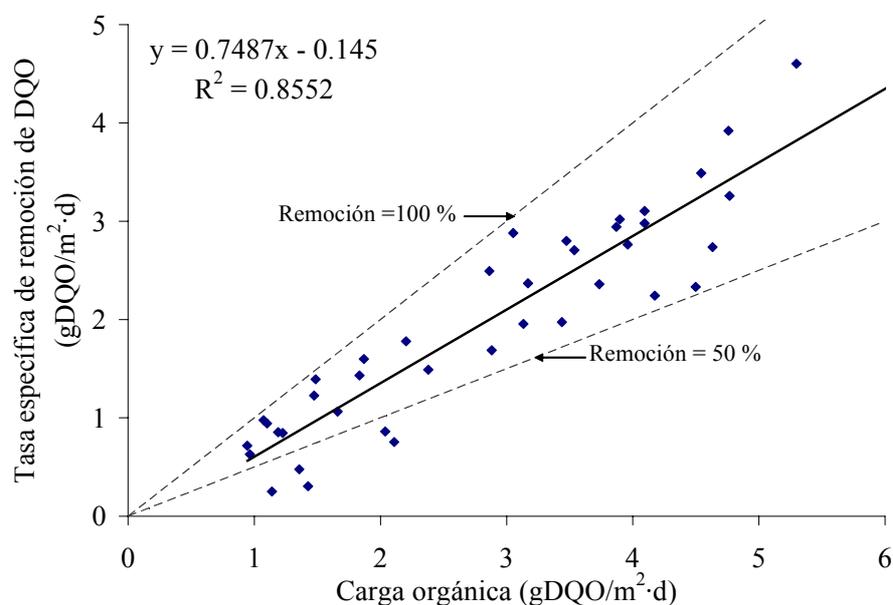


Figura 4.13 Tasa específica de remoción de DQO sobrenadante.

Los valores de DQO sobrenadante en el efluente fueron diferentes en las tres etapas: para la primera se tuvo un valor medio de 39.3 ± 22.3 mg/L, en la segunda una media de 71 ± 28.19 mg/L y en la tercera de 61.7 ± 32.68 mg/L. Los datos de las 3 etapas analizadas se ajustan, por separado, a una distribución normal (pruebas Kolmogorov-Smirnov y Anderson-Darling empleando Stat:Fit®). Con estos, la prueba de T para igualdad de medias indica que los valores obtenidos en el efluente son diferentes para las etapas 1 y 2, de igual forma que entre la 1 y la 3, y que no se tuvieron diferencias significativas entre los valores de las etapas 2 y 3. Considerando que las cargas orgánicas de las segunda y tercera etapas son estadísticamente iguales se tiene que la DQO sobrenadante del efluente fue mayor al aplicar una carga orgánica más grande (tabla 4.6). Sin embargo, no es posible generalizar este resultado debido a la elevada dispersión en los datos y al estrecho rango de carga orgánica.

Tabla 4.6 Estadística descriptiva y pruebas de normalidad e igualdad de medias para los valores de DQO sobrenadante en el efluente y las remociones alcanzadas.

Etapa	Remoción (%)			DQO sobrenadante en el efluente (mg/L)		
	1	2	3	1	2	3
<i>Estadística descriptiva</i>						
Número de datos	13	13	10	13	13	10
Media	75	67	73	39	77	62
Mediana	78	63	77	38	71	58
Moda	64	70	68	52	92	66
Desviación estándar	15.36	10.78	14.91	22.31	28.19	32.68
<i>Normalidad</i>						
Prueba de Anderson-Darling	Normal			Normal		
Prueba de Kolmogorov-Smirnov	Normal			Normal		
<i>Igualdad de medias</i>						
Prueba de T	A 5 % de significancia se acepta la igualdad de medias para la remoción promedio de DQO sobrenadante en las tres etapas y se rechaza para la DQO sobrenadante media en el efluente de las etapas 2 y 3.					

También es importante mencionar que durante el periodo vacacional la DQO sobrenadante del influente se redujo fuertemente y su remoción disminuyó hasta el 21 % en los primeros 6 días, y que, una vez normalizadas las características del influente (inicio de la etapa 3) la remoción alcanzó el 76 % en 8 días.

4.4.2 DQO soluble

El comportamiento de la DQO soluble (véase Metodología) en los ciclos fue similar entre ellos en las etapas 1, 2 y 3. La DQO soluble en el influente osciló entre 50 y 160 mg/L para la primera etapa y, de igual forma que pasó con la sobrenadante, fue removida en su mayor parte durante las primeras dos horas de la fase anóxico-anaerobia. Durante la fase aerobia su disminución fue pequeña y se alcanzaron valores de entre 10 y 45 mg/L al final de esta fase. Para la segunda etapa se tuvo el mismo comportamiento, aunque se determinaron valores de entre 100 y 150 mg/L en el influente y de 50 mg/l en el efluente. En la tercera etapa la DQO soluble del influente osciló entre 54 y 171 mg/L, en el efluente entre 29 y 72 mg/L y la remoción en la fase anóxico-anaerobia fue también importante (figura 4.14). Así, al considerar que las cargas orgánicas aplicadas en las etapas 2 y 3 son estadísticamente iguales y la DQO soluble en el efluente similar en estas etapas, es posible decir que su valor en el efluente fue proporcional a la carga orgánica aplicada.

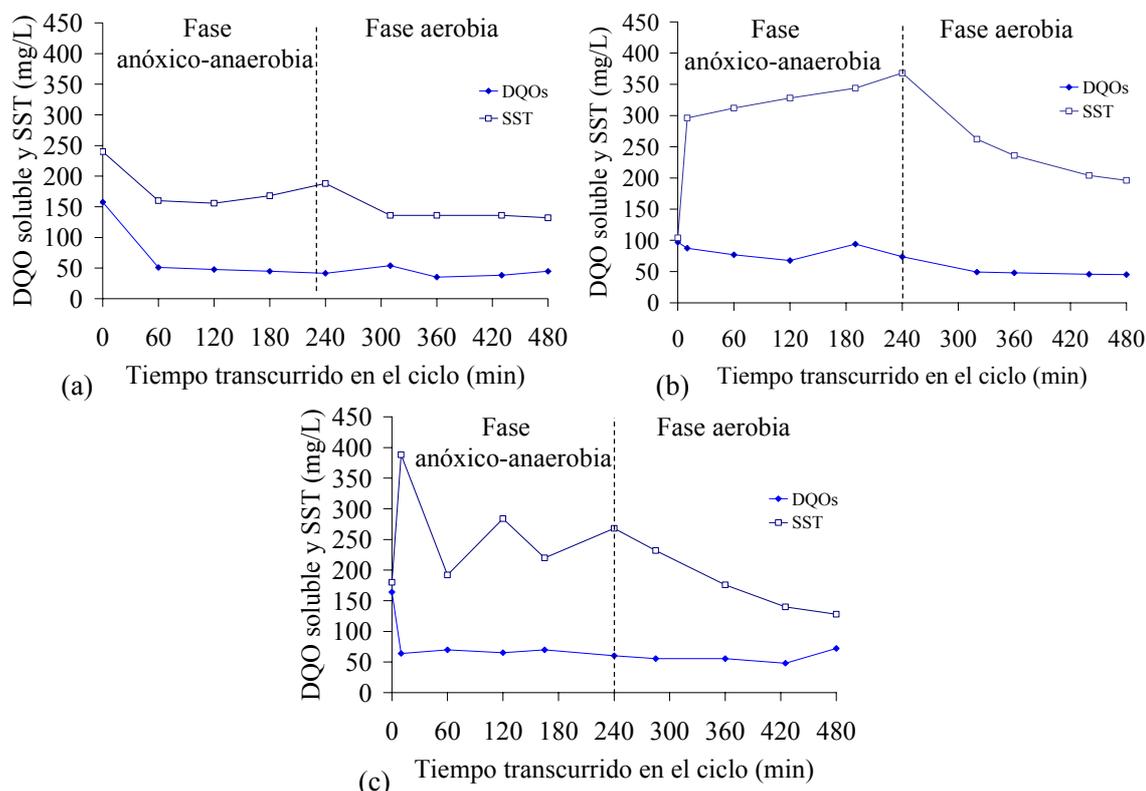


Figura 4.14 Perfil de DQO soluble y SST para un ciclo de operación. (a) etapa 1, día 93; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, día 234.

En la figura 4.14 se muestra también que, de manera general, los SST varían de forma tal que no se puede llegar a conclusiones sólidas sobre su comportamiento durante la fase anóxico-anaerobia, observándose una reducción en la fase aerobia.

4.4.3 DQO y SST en el influente

La elección de utilizar a la DQO sobrenadante del influente y no la total en el cálculo de la carga orgánica aplicada se justificó por la dependencia de la DQO total hacia los SST del influente. A partir de los valores de las muestras compuestas se obtuvo la figura 4.15, donde se considera a la DQO suspendida como la diferencia entre la DQO total y la sobrenadante del influente, cuyos datos se ajustan a una recta con un coeficiente de correlación $r^2 = 0.8398$. Esto indica que la materia suspendida del agua residual es oxidable en un alto grado, aunque no necesariamente biodegradable.

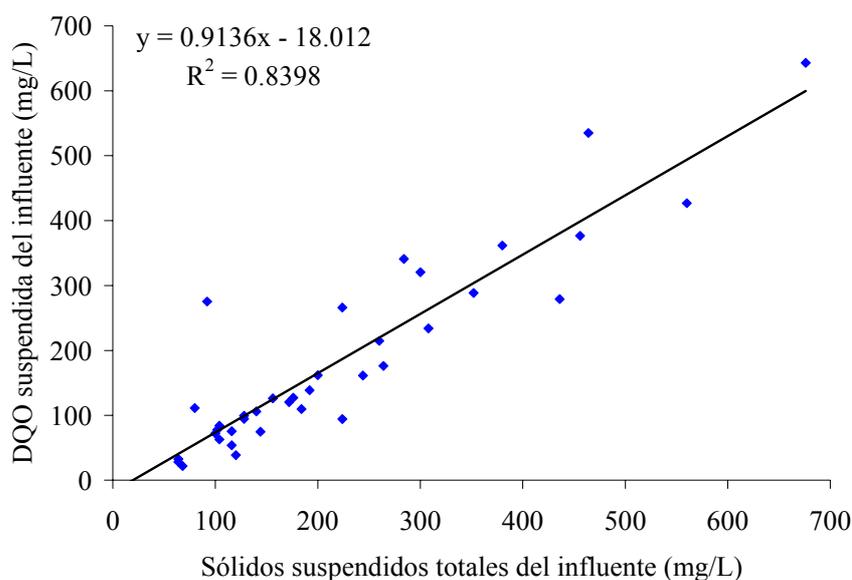


Figura 4.15 DQO suspendida y su relación con los SST en el influente.

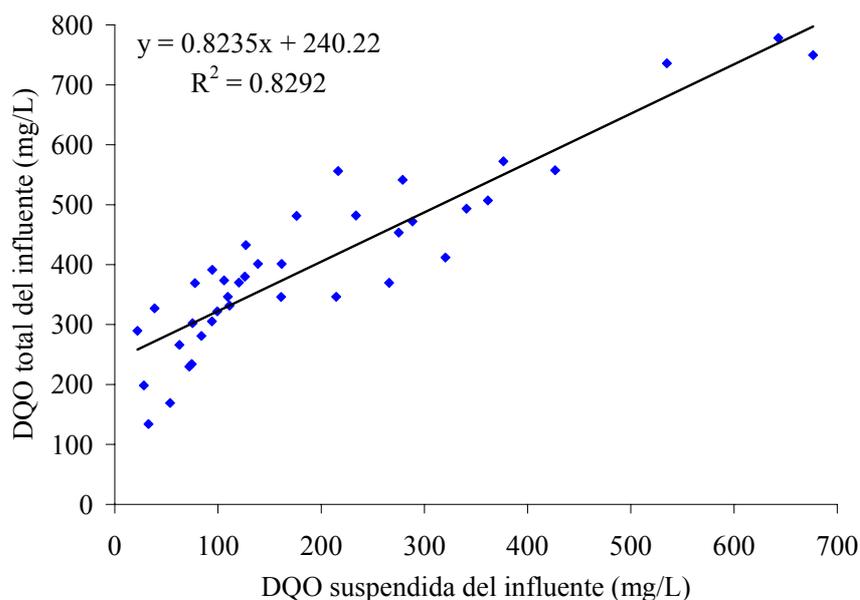


Figura 4.16 Relación entre la DQO total y la DQO suspendida en el influente.

En la figura 4.16 se aprecia que la DQO suspendida influyó notablemente a la total, de la cual llegó a ser el 82 %. Este comportamiento del agua residual demuestra la validez de considerar la DQO sobrenadante en lugar de la total para el cálculo de la carga orgánica.

4.5 Nitrógeno amoniacal

La remoción de amonio que se logró a lo largo de la experimentación fue mayor al 90 % en aproximadamente la mitad de los datos determinados, con variaciones entre una etapa experimental y otra. En la etapa 1 la remoción de nitrógeno amoniacal fue alta y estable casi desde el inicio de la operación: en el efluente se alcanzaron concentraciones de 0.5 mg/L o menores, lo cual representa una remoción alta (figura 4.17). Una vez que la carga orgánica fue incrementada (etapa 2), la remoción de nitrógeno amoniacal disminuyó notoriamente, de tal forma que en el efluente se presentaron valores de entre 11.6 y 23.9 mg/L. Esto indica que bajo la carga orgánica de $3.77 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ se logró una nitrificación deficiente. Durante la etapa 3 ($\text{CO} = 3.73 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$) se tuvo un comportamiento diferente entre los primeros y los últimos días: en los primeros días el consumo del amonio fue alto ($0.15 \text{ gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$), con una concentración en el efluente inferior a $7 \text{ mg N-NH}_4/\text{L}$; al final de la etapa el consumo de N-NH_4 se redujo, con lo que el efluente presentó concentraciones cercanas a las del influente.

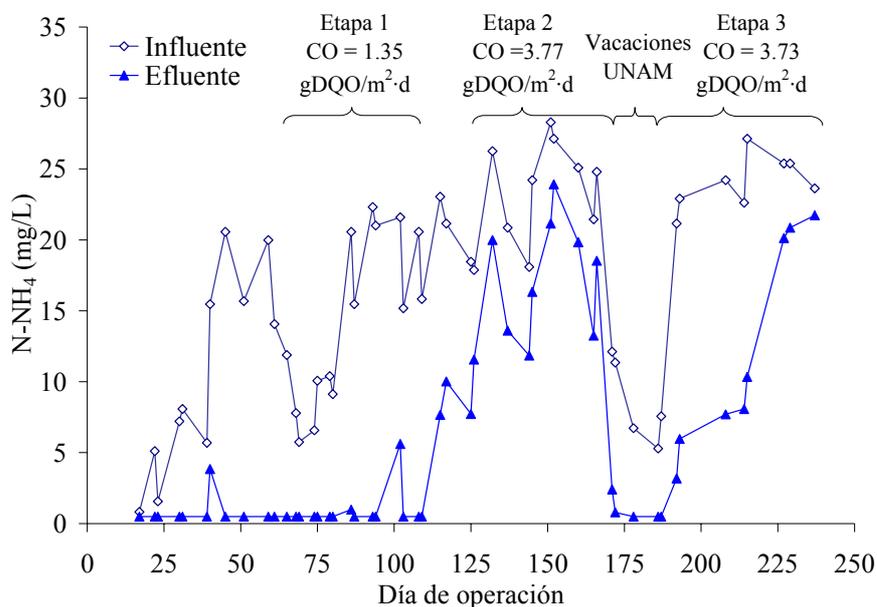


Figura 4.17 Comportamiento del nitrógeno amoniacal a lo largo de la experimentación.

Para determinar el efecto de la CO sobre la remoción de amonio se compararon las medias obtenidas en las etapas 1, 2, y 3. Los resultados de esta comparación se muestran en la tabla 4.7, donde se ve una diferencia significativa entre las remociones promedio de amonio obtenidos en la etapa 1 y en las

etapas 2 y 3, de tal forma que en la primera se tuvo una mayor remoción, al mismo tiempo que los valores alcanzados en el efluente fueron mucho menores que en las otras dos.

Tabla 4.7 Estadística descriptiva y pruebas de normalidad e igualdad de medias para los valores de N-NH₄ en el efluente y las remociones alcanzadas.

Etapa	Remoción (%)			Concentración en el efluente (mg/L)		
	1	2	3	1	2	3
<i>Estadística descriptiva</i>						
Número de datos	13	11	10	14	11	10
Media	94	31	59	0.9	16.2	9.9
Mediana	95	32	66	0.5	16.3	7.9
Moda	86	35	50	3.06	15.8	11.1
Desviación estándar	6.04	11.84	31.48	1.36	4.95	8.23
<i>Normalidad</i>						
Prueba de Anderson-Darling	Normal para las etapas 2 y 3			Normal para las etapas 2 y 3		
Prueba de Kolmogorov-Smirnov	Normal para las etapas 2 y 3			Normal para las etapas 2 y 3		
<i>Igualdad de medias</i>						
Prueba de T	Las remociones medias y las concentraciones en el efluente son iguales solamente para las etapas 2 y 3 (5 % de significancia).					

De acuerdo con Ødegaard y Helness (2001) un factor importante en la remoción de nitrógeno amoniacal es la carga de amonio en la fase aerobia. La carga de amonio en la fase aerobia se calculó con la concentración de nitrógeno amoniacal al final de la fase anóxico-anaerobia ya que en esta fase se llegó a producir nitrógeno amoniacal durante la hidrólisis de la materia orgánica.

$$C(NH_4) = \frac{V_{reacción/ciclo} \cdot N - NH_{4(FinFaseAnoxico-Anaerobia)} \cdot n}{Asp} \quad (\text{Ecuación 4.2})$$

Donde C(NH₄) es la carga aerobia de amonio (gN-NH₄/m²·d), Asp es el área superficial del material de soporte (m²), N-NH₄ el nitrógeno amoniacal (mg/L), n el número de ciclos por día y V_{reacción/ciclo} el volumen de reacción de cada ciclo (m³).

Con la ecuación 4.2 se calculó la carga de amonio en la fase aerobia a lo largo del trabajo experimental. La figura 4.18 muestra que para cargas de amonio inferiores a 0.2 gN-NH₄/m²·d se alcanzan

remociones superiores al 90 % mientras que para cargas de amonio en la fase aerobia superiores a 0.2 $\text{gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$ la remoción disminuye gradualmente hasta llegar a valores cercanos a cero para cargas de amonio próximas a 1.0 $\text{gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$. Estos resultados son similares a los obtenidos por Valdivia (2005), quien logró remover más del 40 % de nitrógeno amoniacal bajo cargas totales de amonio inferiores o iguales a 0.6 $\text{gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$ y obtuvo un pequeño decremento en la remoción de N-NH_4 al incrementar la carga de amonio aplicada.

La figura 4.19 muestra que la concentración de amonio en el efluente es claramente dependiente de la carga de amonio. De manera similar a la figura 4.18, en la figura 4.19 se observan concentraciones de N-NH_4 en el efluente cercanas a 1.0 mg/L (nitrificación completa) para cargas de amonio inferiores a 0.2 $\text{gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$. Las concentraciones de amonio en el efluente aumentaron hasta valores cercanos al influente cuando la carga de amonio se aproximó a 1.0 $\text{gN-NH}_4/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

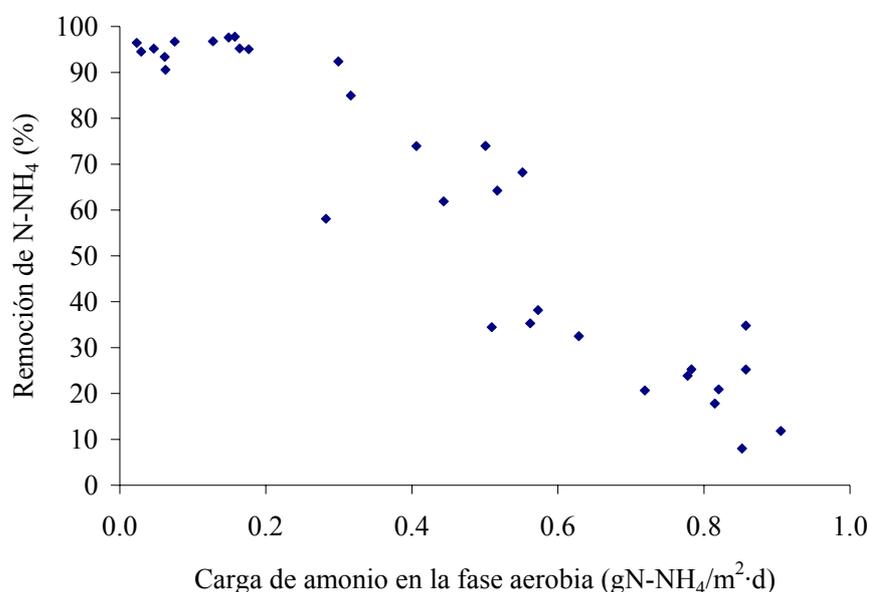


Figura 4.18 Efecto de la carga aerobia de amonio sobre la remoción de nitrógeno amoniacal.

La figura 4.20 muestra que durante la experimentación la mayor parte de las remociones de N-NH_4 fueron superiores al 90 % cuando se operó el reactor bajo cargas orgánicas inferiores a 2 $\text{gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ y que cuando la carga orgánica fue superior a 2 $\text{gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ generalmente se removió menos del 50 % del nitrógeno amoniacal. No se puede establecer que dicha carga orgánica sea un valor límite entre una remoción alta o baja debido a que la dispersión de los datos fue elevada y a que se obtuvieron algunas remociones elevadas a cargas orgánicas de entre 3 y 5 $\text{gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. El considerar la disminución de la remoción de amonio al incrementar la carga orgánica, a pesar de la dispersión de los datos obtenidos, es congruente con lo establecido en los trabajos de Zhang et al. (1994) y Ødegaard y Helness (2001); además, bajo cargas orgánicas inferiores a 2 $\text{gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ se tuvieron las concentraciones más bajas en el efluente.

Con esta información, considerando que durante la fase aerobia hubo siempre 0.3 mg_{OD}/L o más y que en la fase anóxico-anaerobia se removió la mayor parte de la DQO sobrenadante, se puede decir que la carga de amonio tuvo una influencia mas clara que la carga orgánica sobre la concentración de amonio el efluente y en las remociones logradas.

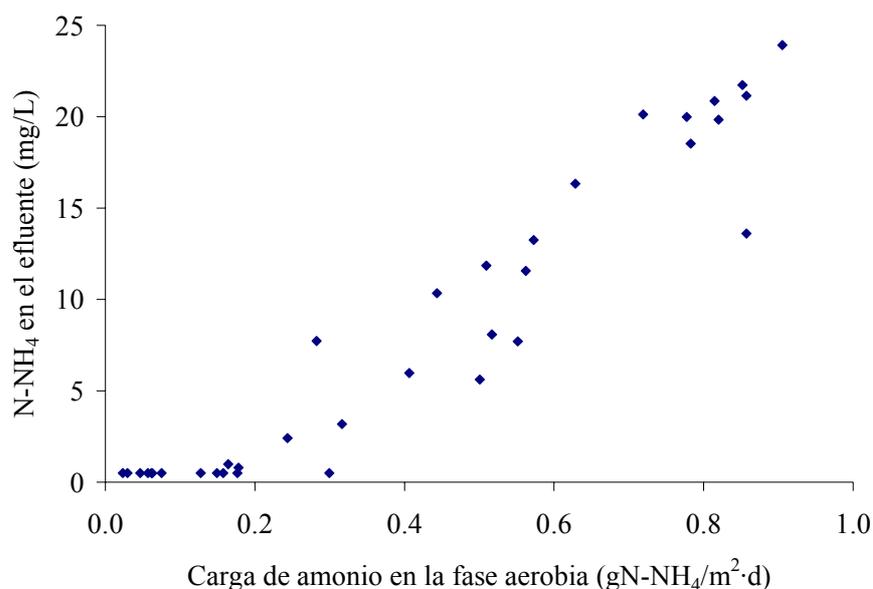


Figura 4.19 Relación entre la carga de amonio en la fase aerobia y el N-NH₄ en el efluente.

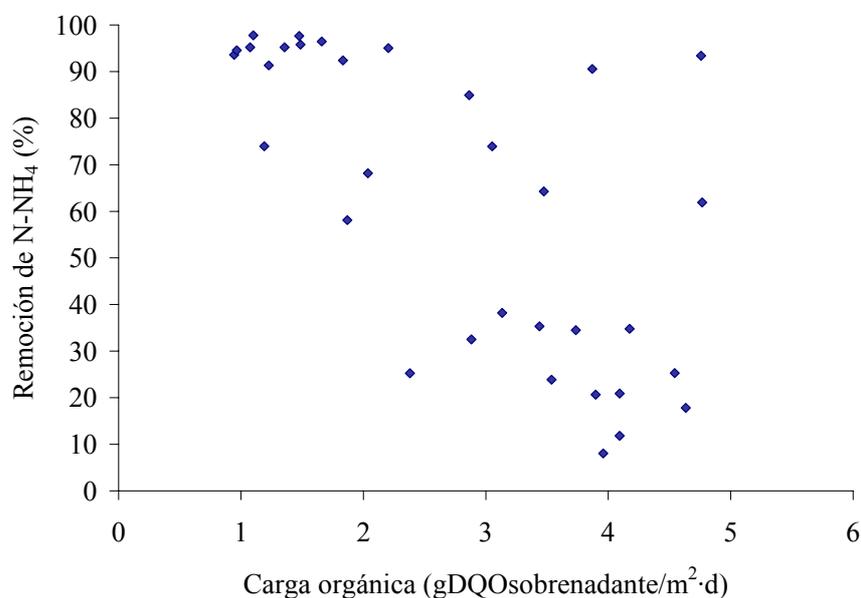


Figura 4.20 Efecto de la carga de orgánica sobre la remoción de amonio.

Es también importante comentar que durante las vacaciones en la UNAM la cantidad de amonio en el agua a tratar disminuyó de 25 a 12 mg/L en 5 días, durante los cuales el efluente presentó un descenso

en la concentración desde 18.5 hasta 2.4 mg/L. Al sexto día se alcanzó una concentración de 0.5 mgN-NH₄/L en el efluente. Una vez terminadas las vacaciones su concentración en el influente aumentó nuevamente y seis días después el efluente presentó concentraciones de 4 mg/L. Esto indica que el sistema presentó una elevada sensibilidad a los cambios en las características del influente, lo que se confirma con el comportamiento de los fosfatos y de la DQO sobrenadante (ver siguientes títulos).

La tasa específica de consumo de amonio es la rapidez de consumo de nitrógeno amoniacal por unidad de tiempo relacionada al área de material de soporte de microorganismos expuesta al intercambio de nutrientes (mismas unidades que la carga de amonio). En la figura 4.21 se observa que la tasa específica de consumo de amonio fue directamente proporcional a la carga de amonio hasta 0.2 gN-NH₄/m²·d, que con una carga de 0.5 gN-NH₄/m²·d se tuvieron las tasas máximas (con datos muy dispersos) y que las tasas de consumo de amonio fueron menores al incrementar la carga aerobia de amonio por encima de 0.5 gN-NH₄/m²·d. Es importante aclarar que el cálculo de la tasa específica de consumo de amonio se realizó considerando que la fracción del nitrógeno amoniacal utilizada para síntesis celular en la fase aerobia fue menor que la nitrificada (Sedlak, 1991) y la cantidad de amonio nitrificado se calculó como la diferencia entre el amonio al inicio de la fase aerobia y en el efluente.

La figura 4.21 muestra que la remoción de amonio fue cercana al 100 % con cargas aerobias de amonio menores o iguales a 0.2 gN-NH₄/m²·d, a pesar de que las tasas máximas de consumo de amonio se presentaron en 0.5 gN-NH₄/m²·d. En esta figura se observa también que a cargas de amonio altas la tasa de nitrificación disminuyó, lo cual pudo deberse a la competencia por el oxígeno disuelto con bacterias heterótrofas. (Zhang et al., 1994; Valdivia, 2005).

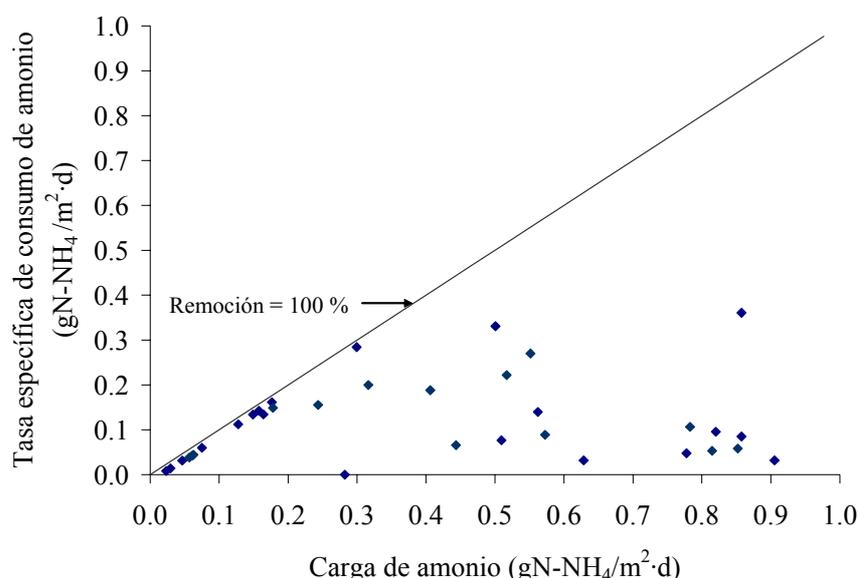


Figura 4.21 Tasa específica de consumo de amonio con respecto a la carga de amonio en la fase aerobia.

Los perfiles de concentración de N-NH_4 durante los ciclos seleccionados tuvieron un comportamiento diferente durante las etapas 1, 2 y 3. En la etapa 1 se tuvo una buena remoción de amonio y al inicio de la fase anóxico-anaerobia se observó un decremento de la concentración por efecto de dilución. Al final del ciclo el efluente presentó valores inferiores a 1 mg/L (figura 4.22).

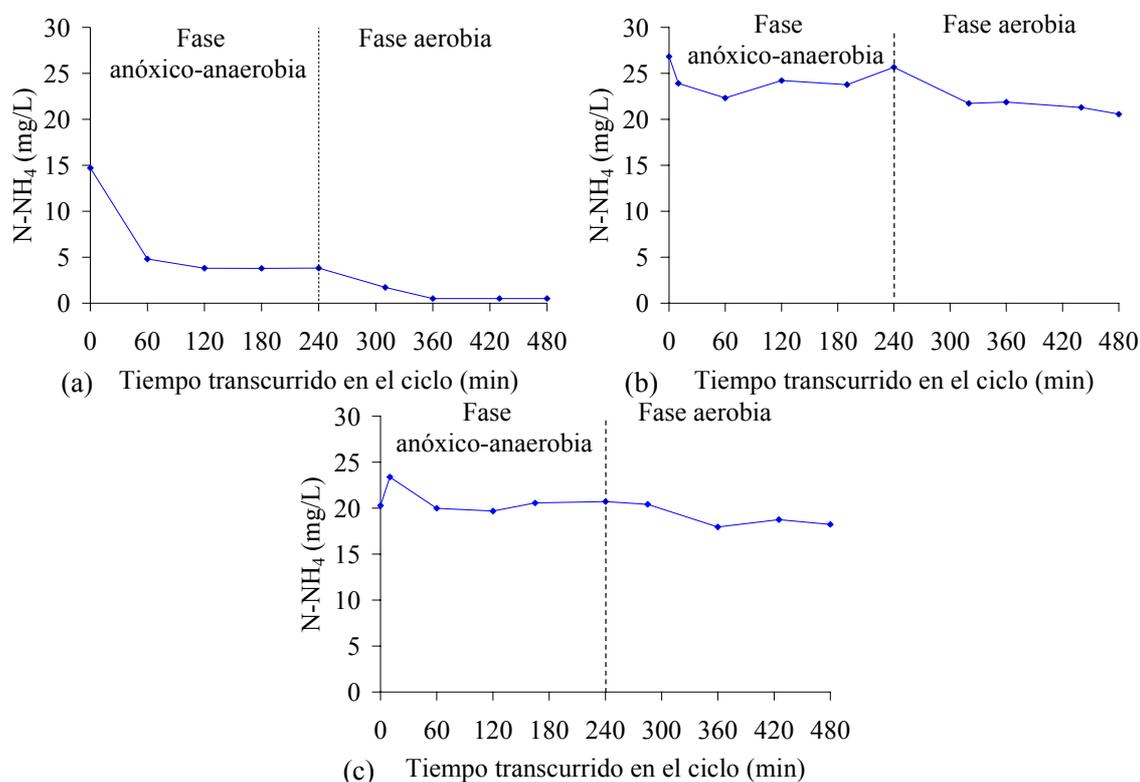


Figura 4.22 Perfil de nitrógeno amoniacal para un ciclo de operación. (a) etapa 1, día 93; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, día 234.

En la figura 4.22 (a) no se apreció algún incremento en la concentración de N-NH_4 durante la fase anóxico-anaerobia en la etapa 1 a pesar de que parte de la materia orgánica particulada fue hidrolizada durante esta fase. Lo anterior puede deberse a que el amonio producido durante la hidrólisis se utilizó para el crecimiento.

Durante la etapa 2 (figura 4.22 b) el nitrógeno amoniacal se comportó diferente que en la etapa 1: la nitrificación fue escasa y en varios casos (anexo 2) se observó un incremento en el nitrógeno amoniacal en la fase anóxico-anaerobia. En este caso, el efluente tuvo concentraciones de nitrógeno de amonio de entre 6.3 y 22 mg/L.

En la etapa 3 el nitrógeno amoniacal durante los ciclos analizados se comportó de forma similar que en la etapa 2, salvo un caso en el que se alcanzaron 0.5 mg/L en el efluente debido a un influente con 8 mg/L (anexo 2). La cantidad de N-NH_4 se mantuvo casi constante durante la fase anóxico-anaerobia y

durante la fase aerobia se nitrificó una pequeña parte del amonio, de tal forma que en el efluente se tuvieron concentraciones de nitrógeno amoniacal cercanas a 20 mg/L (figura 4.22 c y anexo 2).

4.6 Nitrógeno de nitritos

Dado que los nitritos son un compuesto intermediario en los procesos de nitrificación y desnitrificación, se espera que su concentración en el agua dentro del reactor sea baja (Castrejón, 2005). En la etapa 1 se efectuaron dos mediciones de esta especie, las cuales muestran que en el influente, el final de la fase anóxico-anaerobia y el efluente hubo menos de 0.5 mg/L. En la segunda etapa se tuvieron valores de 0.6 a 0.8 mg/L en el efluente y de 0 a 0.2 mg/L al final de la fase anaerobia (figura 4.23), lo que se debió a la disminución de la nitrificación por incremento de la carga orgánica. Durante los primeros días de la etapa 3 se presentó un comportamiento similar al de la etapa 2: los nitritos en el influente fueron casi cero, al final de la fase anaerobia oscilaron alrededor de 0.3 mg/L y en el efluente fue aproximadamente de 0.7 mg/L. En los últimos días de esta etapa se tuvo una disminución en la cantidad de nitritos en el efluente. Durante este tiempo la carga orgánica no varió notablemente pero la temperatura sí lo hizo ya que fue hasta el final de esta etapa cuando se controló en 20° C. Antes de ese control el reactor se operó a las temperaturas más bajas de la experimentación (entre 15 y 16° C a las 8:10 a.m.). Entonces podría pensarse que, dado que la nitrificación es proporcional a la temperatura (Orantes et al., 2001; Mulkerrins et al., 2004), la concentración de nitratos debió incrementarse con este cambio de temperatura. Sin embargo, esto no se dio así ya que la cantidad de amonio oxidado y de nitratos obtenidos también disminuyeron (sección 4.7).

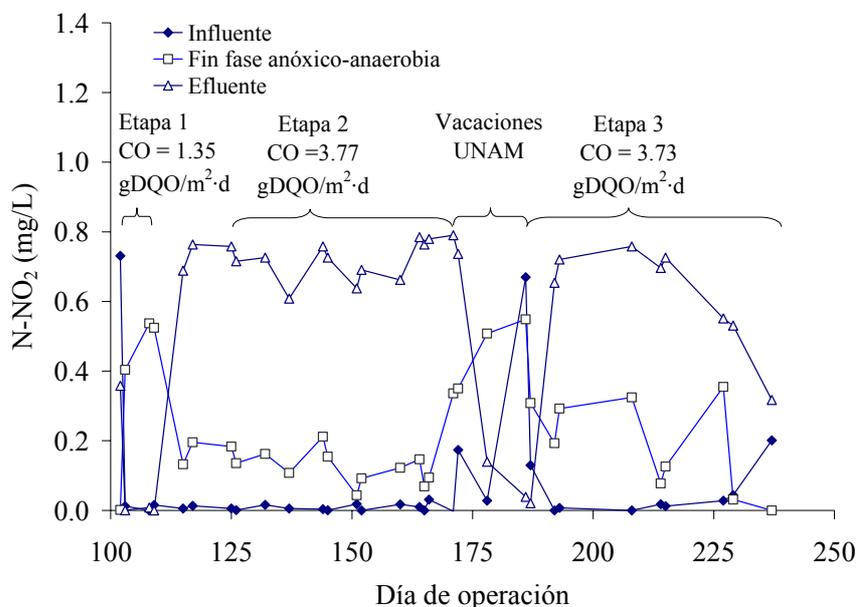


Figura 4.23 Comportamiento del nitrógeno de nitritos a lo largo de la experimentación.

Durante los ciclos seleccionados los nitritos se comportaron diferentemente en cada una de las etapas (figura 4.24 a, b y c). En la etapa 1 se observó que la concentración de nitritos disminuyó rápidamente durante la primera hora de la fase anóxico-anaerobia para luego decrecer paulatinamente. En la fase aerobia se observa una disminución rápida en su concentración hasta alcanzar 0.05 mg/L en el minuto 330. Este comportamiento indica que durante la fase anóxico-anaerobia se efectuó la desnitrificación a partir de los nitratos remanentes del ciclo anterior, lo que hizo que la cantidad de nitritos no variara de manera importante en este periodo.

Durante la etapa 2 el comportamiento fue distinto: en la fase anóxico-anaerobia los nitritos fueron consumidos prácticamente en su totalidad (al final de las 4 primeras horas se tuvo siempre menos de 0.05 mg/L de N-NO_2) y en la fase aerobia hubo producción, de forma que sus concentraciones en el efluente oscilaron entre 0.5 y 0.9 mg/L. Esto se puede deber a que en este periodo se nitrificó poco y los nitritos producidos en la primera reacción del proceso de nitrificación (ecuación 2.2) se acumularon en el sistema.

Durante la etapa 3 los nitritos se comportaron de forma variada: en aquellos ciclos con carga orgánica baja el comportamiento fue similar al de la etapa 1 mientras que en otros, con una mayor carga orgánica, los nitritos se comportaron como en la etapa 2.

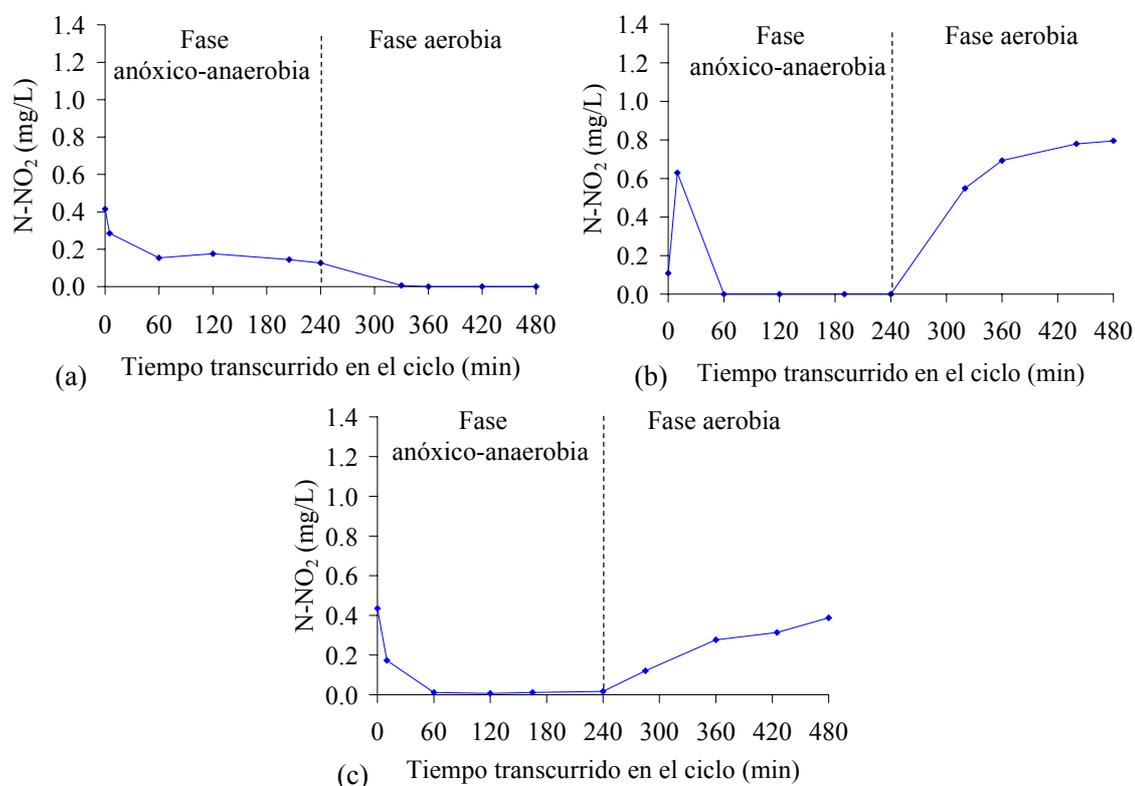


Figura 4.24 Perfil de nitrógeno de nitritos para un ciclo de operación. (a) etapa 1, día 103; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, día 234.

4.7 Nitrógeno de nitratos

Los nitratos son una especie importante debido a que constituyen el producto final de la nitrificación y son, por ello, un indicador en el desarrollo de la misma. Durante la primera etapa únicamente se les determinó en dos ocasiones, de tal forma que no es posible realizar un análisis estadístico. Sin embargo, se aprecia que en el influente su valor fue cercano a cero, al final de la fase anóxico-anaerobia hubo más de 5 mg/L y en el efluente se tuvieron cerca de 15 mg/L. Si se considera que durante la etapa 1 la remoción de amonio fue de 93.8 %, la cantidad de nitratos esperados en el efluente es alta (figura 4.25).

Durante la segunda etapa se tuvieron concentraciones en el influente cercanas a 0 (salvo un dato con 3.1 mg/L), al final de la fase anaerobia inferiores a 0.6 mg/L y en el efluente entre 0.1 y 5.2 mg/L. Esto muestra que la nitrificación fue muy baja y la remoción de amonio pobre. Sin embargo, este comportamiento resultó en la manifestación de bacterias acumuladoras de fosfatos debido a que al inicio de la fase anóxico-anaerobia se tuvieron pocos nitratos.

Durante el periodo vacacional de la UNAM se tuvo un descenso en la carga orgánica aplicada y en la de amonio en la fase aerobia, de tal forma que la nitrificación fue similar a la observada en la etapa 1. Durante la etapa 3 se tuvo una disminución gradual en los nitratos producidos hasta llegar a 1 mg/L en el efluente, comportamiento similar al de la etapa 2.

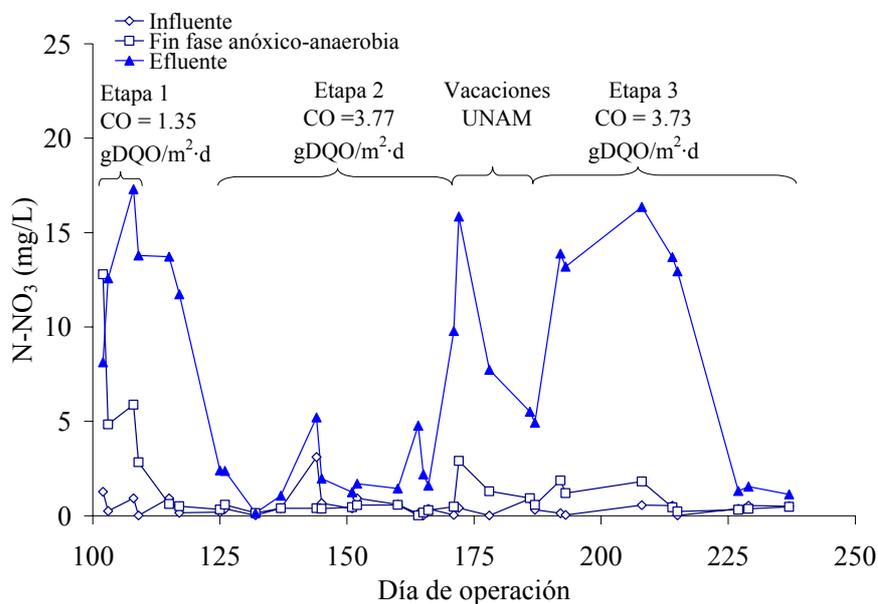


Figura 4.25 Comportamiento del nitrógeno de nitratos a lo largo de la experimentación.

Un aspecto importante es que los sistemas de película biológica pueden efectuar nitrificación y desnitrificación simultáneamente en la fase aerobia si la película es gruesa (Helness y Ødegaard, 2001). Para verificar esto, la cantidad de nitrógeno inorgánico (suma del de nitritos, nitratos y amonio) en el efluente debió haber sido menor a la del influente.

En la figura 4.26, que muestra el nitrógeno inorgánico del influente, el final de la fase anaerobia y del efluente, se aprecia que para las tres etapas hay, en general, una menor concentración en el efluente que en el influente. Debido a que para la primera etapa se cuenta con pocos datos, no es posible realizar una comparación estadística entre el influente y el efluente. Las pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov y Anderson-Darling indican que los datos del influente y del efluente pertenecen a distribuciones normales y la prueba de T para igualdad de medias establece que hay una diferencia significativa entre estos valores para las etapas 2 y 3. Sin embargo, no es posible decir que hubo desnitrificación en la fase aerobia debido a que la diferencia entre los valores del final de fase anóxico-anaerobia y del efluente es pequeña y es posible que el consumo de nitrógeno inorgánico se deba básicamente al crecimiento bacteriano. Además, la cantidad de nitrógeno inorgánico en la fase aerobia comúnmente se incrementó respecto a la del final de la fase anóxico-anaerobia. Esto indica que la materia orgánica en suspensión fue degradada, se produjo amonio en este proceso y éste fue también nitrificado.

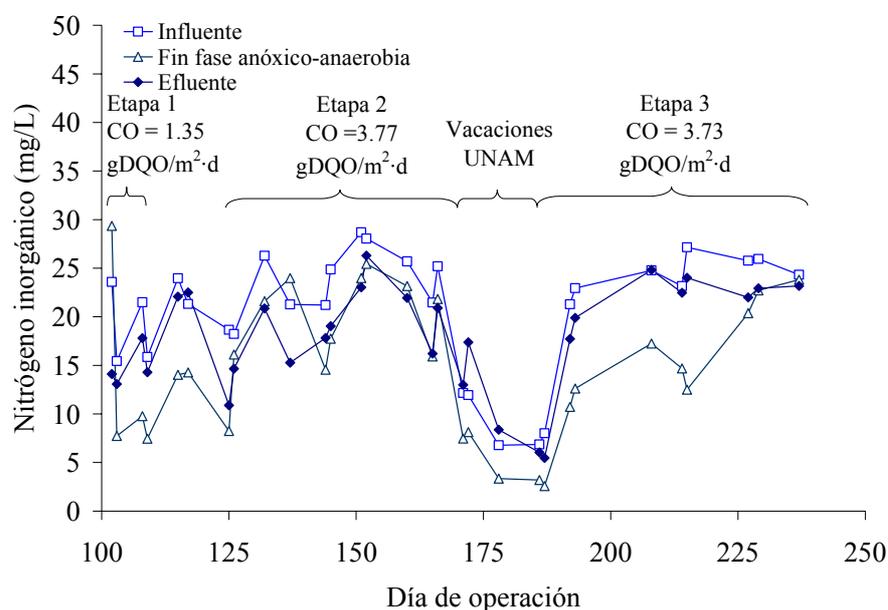


Figura 4.26 Comportamiento del nitrógeno inorgánico (suma de nitrógeno de nitritos, nitratos y amoniacal) a lo largo de la experimentación.

Los datos obtenidos de los ciclos seleccionados muestran que durante le etapa 1 se tuvo desnitrificación en la fase anóxico-anaerobia y nitrificación abundante en la fase aerobia (figura 4.27).

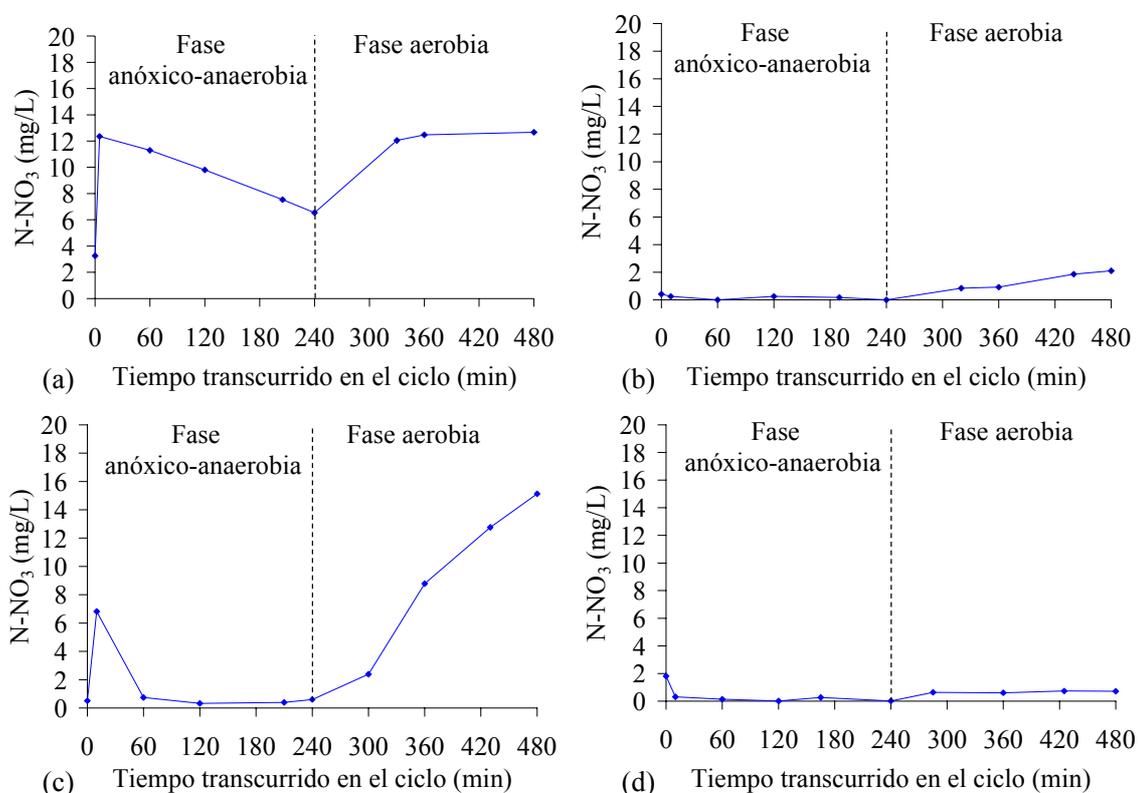


Figura 4.27 Perfil de nitrógeno de nitratos para varios ciclos de operación. (a) etapa 1, día 103; (b) etapa 2, día 166; (c) y (d), días 213 y 234 de la etapa 3).

En esta figura se aprecia que durante la etapa 1 (a), a pesar de que en la fase anóxico-anaerobia se tuvo desnitrificación, la remoción de nitratos remanentes del ciclo previo no fue lo suficientemente alta para alcanzar condiciones anaerobias y que al final de la fase aerobia se llegó a una concentración de 12.7 mg/L.

En la etapa 2 (b) el comportamiento del sistema fue diferente: en la fase aerobia la nitrificación fue reducida, lo cual resultó en que al inicio de los ciclos se tuvieran pocos nitratos y el reactor presentara condiciones anaerobias.

Al principio de la tercera etapa (figura 4.27 c) se tuvo una elevada nitrificación durante la fase aerobia, de manera similar a la etapa 1, y una desnitrificación tal que en la fase anóxico-anaerobia se tuvieron concentraciones despreciables de nitratos. Al final de la tercera etapa (figura 4.27 d) la nitrificación disminuyó y el sistema se comportó de manera similar a la etapa 2: los nitratos presentaron concentraciones bajas en la primera fase de los ciclos y se presentaron condiciones anaerobias al inicio de la fase anóxico-anaerobia.

La remoción de nitrógeno mediante los procesos de nitrificación y desnitrificación simultáneas no se logró ya que el sistema no tenía dispositivos para el control de oxígeno disuelto (Mulkerrins et al., 2004).

4.8 Fósforo de ortofosfatos

El fósforo es el nutriente generalmente limitante en el proceso de eutrofización, de tal manera que su remoción de aguas residuales descargadas en cuerpos receptores es importante y fue uno de los objetivos de este trabajo. En la figura 4.28 se aprecia que durante la etapa 1 (carga orgánica media = $1.35 \text{ gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$) no se tuvo la liberación de ortofosfatos en la fase anóxico-anaerobia y los valores en el efluente fueron similares a los del influente, lo cual indica que las bacterias acumuladoras de fosfato (BAF) no se establecieron en este periodo.

El comportamiento en los ortofosfatos al final de la fase anóxico-anaerobia fue el factor que se consideró para determinar la estabilidad durante la segunda etapa. Una vez que se aumentó la carga orgánica e inició la segunda etapa se esperaba el establecimiento de bacterias acumuladoras de fosfatos, el cual se caracteriza por la liberación de ortofosfatos en condiciones anaerobias y su captura en presencia de receptores de electrones (oxígeno molecular o de nitratos principalmente), lo cual fue a partir del día 125.

Durante el periodo vacacional los ortofosfatos se comportaron de igual forma que en la etapa 1 debido a que la concentración de materia orgánica en el influente disminuyó. En la etapa 3 el comportamiento fue variado ya que al inicio no se presenció una liberación de ortofosfatos en la fase anóxico-anaerobia y a partir del día 214 se volvió a observar actividad de la población de BAF.

Con los resultados de las etapas 1, 2 y 3 se realizaron las pruebas de normalidad y de igualdad de medias para determinar diferencias y similitudes en el comportamiento de los ortofosfatos de cada etapa. Así, se efectuaron las pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov y de Anderson-Darling y la prueba de T para la igualdad de medias de remoción y liberación de ortofosfatos en fase anaerobia, cuyos resultados se presentan en la tabla 4.8.

La información de esta tabla indica que los ortofosfatos en el sistema se comportaron diferente en la etapa 2, pues en ésta su remoción y liberación durante la fase anóxico-anaerobia fueron mayores. Un aspecto importante por mencionar es que a lo largo de la etapa 3 los ortofosfatos tuvieron un comportamiento cambiante: al inicio las BAF no se manifestaron (no se liberaron ortofosfatos en la fase anóxico-anaerobia y su remoción se debió exclusivamente a la síntesis celular) y a partir del día 214 se manifestaron nuevamente. Esto resultó en valores promedio de remoción y liberación similares a los de la etapa 1.

Tabla 4.8 Ortofosfatos: pruebas de normalidad y de igualdad de medias y estadística descriptiva para la liberación en fase anaerobia y la remoción.

Etapa	Remoción (%)			Liberación en fase anóxico-anaerobia (%)		
	1	2	3	1	2	3
<i>Estadística descriptiva</i>						
Número de datos	14	13	10	12	13	10
Media	16	42	23	-8	52	7
Mediana	17	37	23	-15	48	-4
Moda	9.5	51.5	23.5	-7	52	19
Desviación estándar	20.02	28.5	8.67	20.12	30.12	29.38
<i>Normalidad</i>						
Prueba de Anderson-Darling	Normal			Normal		
Prueba de Kolmogorov-Smirnov	Normal			Normal		
<i>Igualdad de medias</i>						
Prueba de T	La remoción y la liberación en la fase anóxico-anaerobia medias fueron estadísticamente iguales para las etapas 1 y 3 (5 % de significancia)					

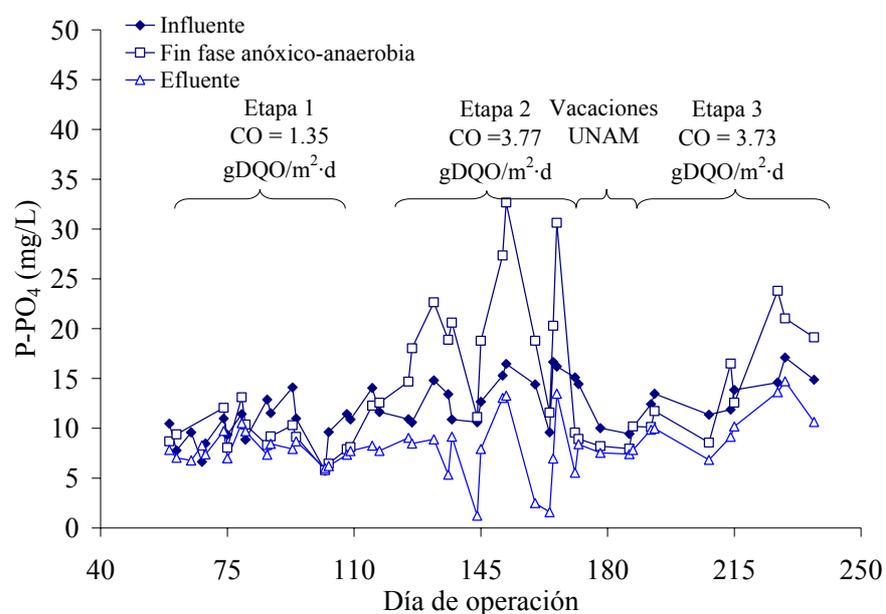


Figura 4.28 Comportamiento del fósforo de ortofosfatos a lo largo de la experimentación.

En la figura 4.29 se observan 4 perfiles de fósforo de ortofosfatos para ciclos de las etapas 1, 2, y 3, los cuales muestran que durante la etapa 1 (a) se tuvo sólo una ligera remoción a lo largo de todo el ciclo debida a síntesis celular y durante la etapa 2 (b) las bacterias acumuladoras de fosfatos se manifestaron de manera importante al observarse una mejor remoción y liberación de ortofosfatos en la fase anóxico-anaerobia.

En la etapa 3 las BAF no se manifestaron notoriamente al principio pero estuvieron presentes y activas (figura 4.29 c). En este ciclo la nitrificación fue elevada (figura 4.27 c), se tuvieron más de 0.5 mg/L de nitrógeno de nitratos en el final de la fase anóxico-anaerobia y se liberaron ortofosfatos en las primeras 4 horas del ciclo. Al avanzar los días dentro de la etapa 3 la nitrificación disminuyó (figura 4.27 d) y la actividad de las BAF aumentó (figura 4.29 d).

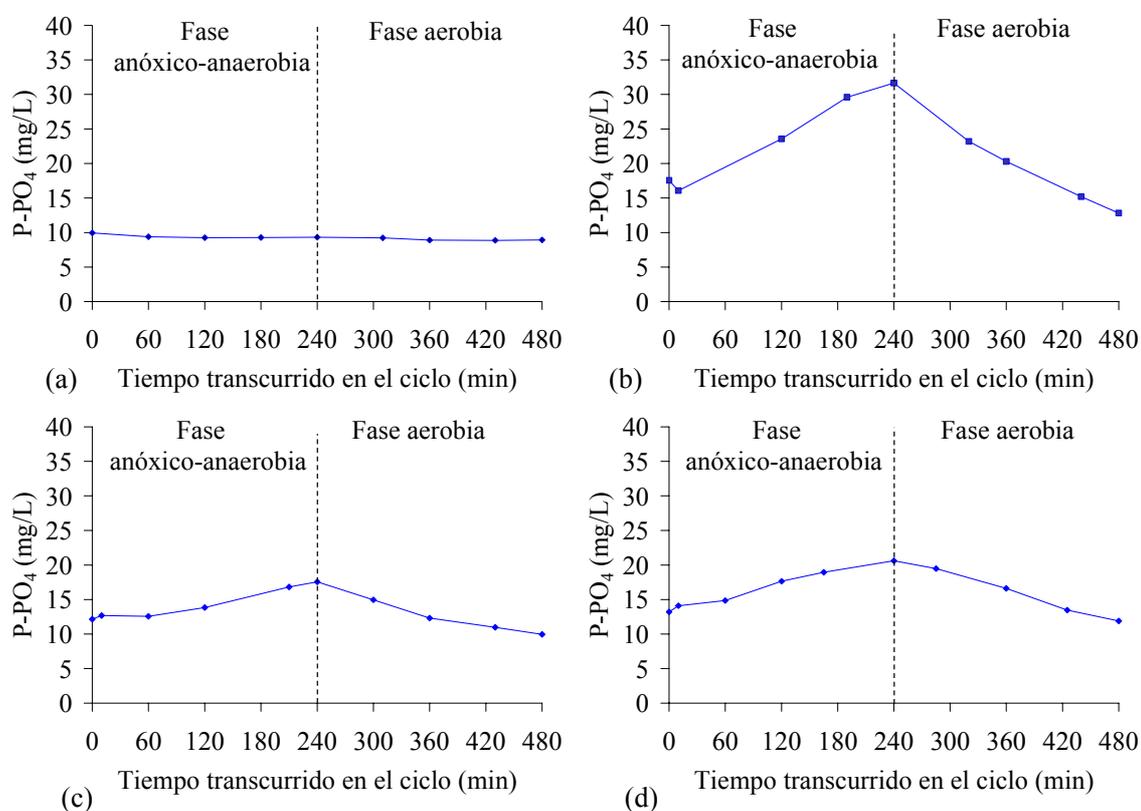


Figura 4.29 Perfil de fósforo de ortofosfatos para varios ciclos: (a) etapa 1, día 93; (b) etapa 2, día 166 y (c) etapa 3, días 213 y 234.

Durante la etapa 3 la carga orgánica no varió significativamente con respecto a la carga de la etapa 2 y el comportamiento de los ortofosfatos sí. Se puede pensar entonces que las BAF estuvieron influenciadas por otra variable además de la carga orgánica, la cual pudo haber sido la cantidad de nitratos presentes en el volumen remanente del ciclo anterior. El oxígeno disuelto fue agotado rápidamente en la fase anóxico-anaerobia, de modo que se alcanzaron concentraciones de 0.5 mg/L o

inferiores y su participación como receptor de electrones fue limitada o nula. Mulkerrins et al. (2004) recomiendan no más de 0.2 mgOD/L mientras que Cuevas (1998) y Schön et al. (1993) menos de 0.5 mgOD/L durante la fase anaerobia para sistemas enfocados a la remoción biológica de fósforo. Por lo anterior, el OD no actuó como receptor de electrones en la primera fase de los ciclos en este trabajo. Sin embargo, los nitratos y nitritos no siempre estuvieron en cantidades bajas, por lo que influyeron en el metabolismo de las BAF.

Con objeto de analizar la influencia del oxígeno de nitritos y nitratos como posibles receptores de protones durante la fase anóxico-anaerobia se elaboró la figura 4.30, en la cual se grafica la concentración de oxígeno contenido en nitritos y nitratos contra el tiempo transcurrido en un ciclo. Se menciona nuevamente que al final de cada ciclo quedaba un volumen de agua remanente que podía o no contener nitritos y nitratos que se combinaban con el agua residual cruda del nuevo lote. En la figura 4.30 y en el anexo 3 se observa que, cuando los nitritos y nitratos fueron abundantes en la etapa anaerobia y no alcanzaron a ser reducidos por desnitrificación, las BAF no liberaron fosfatos en la fase anóxico-anaerobia ni los acumularon en la aerobia (figura 4.30 a) y que cuando se tuvieron bajas concentraciones de nitritos y nitratos en el volumen remanente la actividad de las BAF fue notoria (figura 4.30 b, c y d).

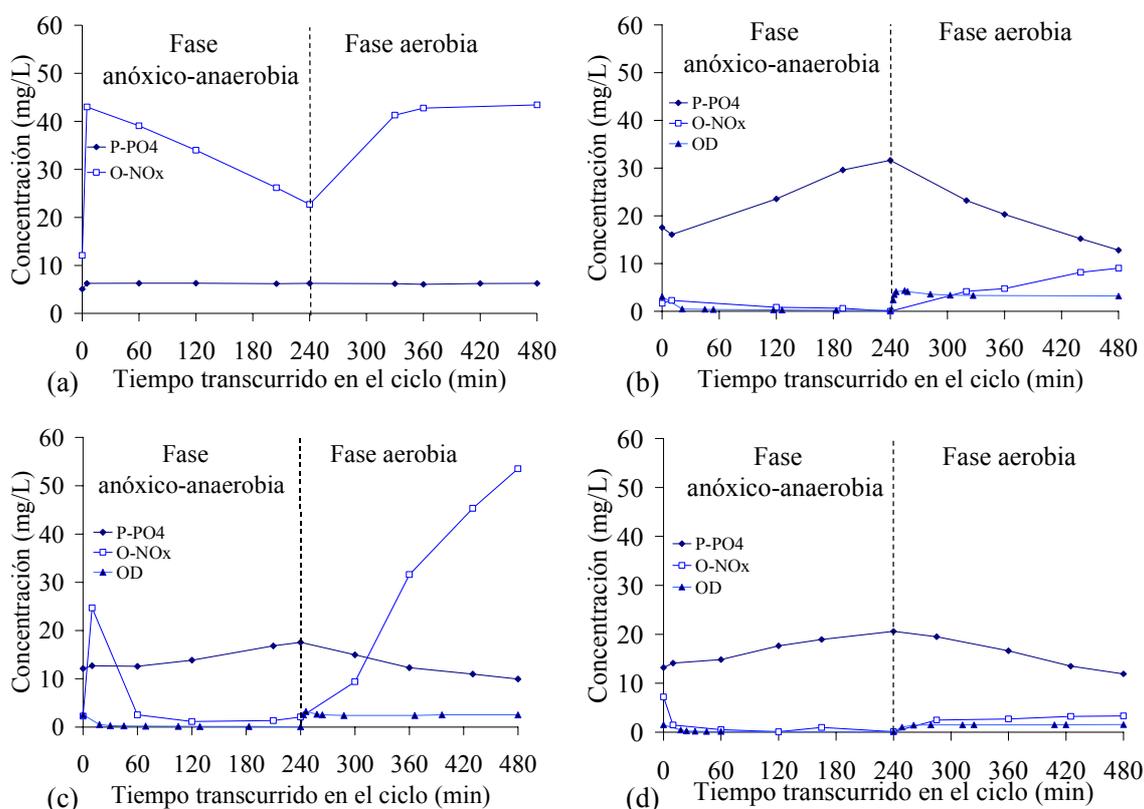


Figura 4.30 Perfil de ortofosfatos y de oxígeno para ciclos de operación. (a) etapa 1, día 103; (b) etapa 2, día 166; (c) y (d) días 213 y 234 de la etapa 3.

El efecto de los nitritos y nitratos en la actividad de las bacterias acumuladoras de fosfatos durante la fase anóxico-anaerobia fue de dos formas simultáneas, tal como ha sido comentado por Zhang y Bishop (1994), Mulkerrins et al. (2004), Zeng et al. (2004a), Soejima et al. (2006) y Zou et al. (2006):

- a) el oxígeno contenido en estas especies actuó como receptor de electrones y las BAF no necesitaron recurrir a una ruta metabólica alterna para sobrevivir y
- b) el consumo de materia orgánica en los procesos de desnitrificación aumentó la competencia por el sustrato entre las especies bacterianas presentes y disminuyó la cantidad de ácidos grasos volátiles (AGV) producidos por bacterias heterótrofas mediante fermentación.

El efectuar una buena remoción de nitrógeno amoniacal y de fosfatos depende de la disponibilidad de materia orgánica biodegradable y de receptores de electrones. Una alternativa de operación recomendable para la remoción simultánea de nitrógeno y fósforo es aplicar cargas orgánicas lo suficientemente altas para no inhibir el crecimiento de las BAF (el cual se da solamente en la fase aerobia y está determinado por la cantidad de sustrato almacenado en condiciones anaerobias) y al mismo tiempo que no sean tan altas para inhibir el crecimiento de las bacterias nitrificantes, conflicto que se resuelve al manejar cargas orgánicas medias a bajas que permitan la coexistencia de ambos grupos bacterianos. Además, el volumen remanente ha de ser lo menor posible para disminuir la cantidad de receptores de electrones (NO_3^-) y procurar condiciones anaerobias (y no anóxicas) al inicio del siguiente ciclo. Esto último está de acuerdo con el trabajo de Valdivia (2005), quien manejó un volumen remanente nulo y obtuvo remociones de ortofosfatos mayores o iguales al 60 % en la mayor parte de su trabajo.

Con base en un balance de materia para los nitratos presentes en el inicio de los ciclos (anexo 1) se debe tener un volumen remanente tal que la concentración de nitratos al inicio de la fase anóxico-anaerobia sea mínima y la relación de recambio satisfaga las siguientes expresiones:

$$RR = \frac{N - \text{NO}_{3-\text{ini}} - N - \text{NO}_{3-\text{ep}}}{N - \text{NO}_{3-\text{inf}} - N - \text{NO}_{3-\text{ep}}} \quad (\text{Ecuación 4.3})$$

$$RR \leq 1 \quad (\text{Ecuación 4.4})$$

Donde RR es la relación de recambio (volumen de recambio dividido por el volumen de operación) $N - \text{NO}_{3-\text{ep}}$, $N - \text{NO}_{3-\text{inf}}$ y $N - \text{NO}_{3-\text{ini}}$ son las concentraciones de nitratos (como nitrógeno) en el efluente del ciclo previo, el influente y el reactor al inicio del ciclo, respectivamente.

Si se usan RR bajas, el volumen remanente es mayor que con RR altas, de tal forma que el recambio recomendable para una cantidad mínima de nitratos al inicio de los ciclos se obtiene con $RR = 1$ (volumen remanente nulo), por lo se podría haber trabajado con un recambio total durante el tiempo en

el que se tuvo buena nitrificación. Sin embargo, el operar un reactor discontinuo con recambio total le resta estabilidad ante picos de concentración de contaminantes o compuestos tóxicos en el agua cruda.

4.9 Biomasa

La biomasa presente en el medio de soporte fue determinada una vez a la semana como masa seca de uno o dos elementos de material de soporte. Los resultados de dichas determinaciones son mostrados en la figura 4.31. En esta figura se aprecia el incremento en los sólidos suspendidos totales por metro cuadrado al aumentar la carga orgánica de 1.35 a 3.77 $\text{gDQO}_{\text{sobrenadante}}/\text{m}^2\cdot\text{d}$ (etapas 1 y 2, respectivamente). Entre las etapas 2 y 3 no se observan diferencias importantes. Las diferencias entre las dos primeras cargas orgánicas se deben a la cantidad de sustrato consumido, parte del cual se utilizó en el crecimiento bacteriano. De acuerdo con la ecuación de Monod, al incrementar la oferta de alimento aumenta la tasa de crecimiento de microorganismos. En este caso el material de soporte tiene la capacidad de retener grandes cantidades de microorganismos, lo cual dependerá de la carga orgánica y el volumen interno de los cubos.

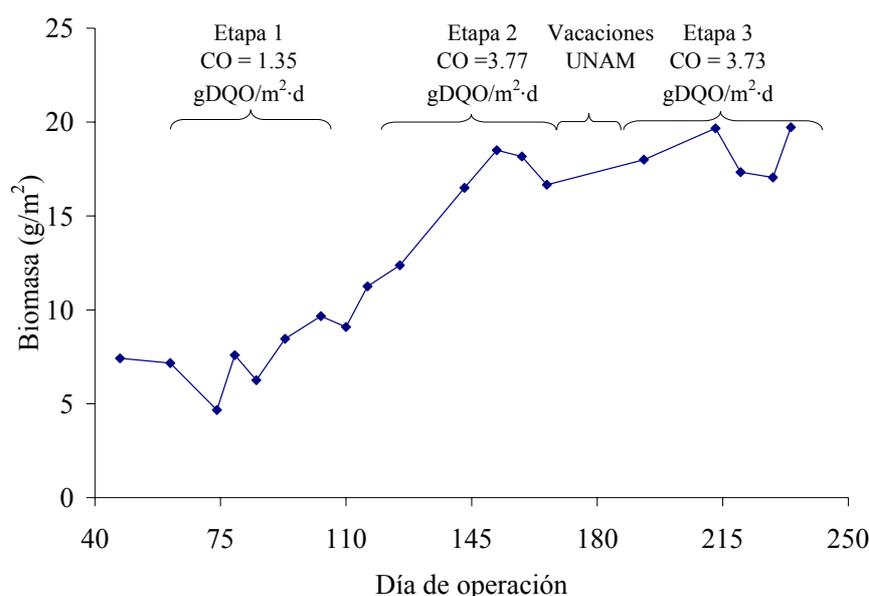


Figura 4.31 Comportamiento de la biomasa a lo largo de la experimentación.

En el presente experimento se logró una cantidad de biomasa en el material de soporte de entre 4.7 y 19.8 gSST/m^2 , de manera progresiva con respecto al tiempo y la carga orgánica aplicada. Estos valores son bajos comparados con los obtenidos por Valdivia (2005) y Vargas (2005). Valdivia trabajó con el medio de soporte Linpor en un reactor discontinuo de lecho empacado y reporta de 50 a 56 $\text{g}_{\text{masa seca}}/\text{m}^2$ de manera independiente de la carga orgánica, la cual varió desde 2.2 hasta 6.8 $\text{gDQO}/\text{m}^2\cdot\text{d}$. Esta diferencia se debe a la forma de operación del reactor: Valdivia utilizó un sistema de lecho empacado

mientras que el presente trabajo se empleó uno de lecho móvil, teniendo este último la desventaja de que el material de soporte choca con las paredes del tanque y con él mismo, lo cual origina que los microorganismos adheridos en la región externa sean menos abundantes. Vargas (2005) reporta entre 6 y 56 $\text{g}_{\text{masa seca}}/\text{m}^2$ en un sistema aerobio discontinuo de lecho móvil con espuma de poliuretano como material de soporte, valores que decrecen al aumentar la carga orgánica aplicada.

Considerando los valores de biomasa por unidad de superficie como su equivalente de biomasa en suspensión se obtuvo una concentración media de SST en el reactor de 724, 1351 y 1528 mg/L para las etapas 1, 2 y 3, respectivamente. Estos valores son pequeños respecto a los 2500 - 3000 mg/L comúnmente reportados para sistemas de biomasa en suspensión (Metcalf & Eddy, 2004), lo cual se debió a los bajos porcentajes de empaque en el reactor (16.2 y 13.4 %) y a que las cargas orgánicas en el experimento fueron relativamente bajas.

Las observaciones del material de soporte en el microscopio indicaron que la película biológica estuvo concentrada principalmente en la región central de los cubos de hule espuma, lo cual es lógico si se tiene en cuenta que los choques y la turbulencia del agua tienen mayor influencia sobre la parte externa de los cubos de poliuretano. Este hecho demuestra que el transporte de nutrientes hasta las regiones centrales de los cubos de hule espuma es eficiente. Las observaciones hechas con un microscopio óptico (figura 4.32) muestran la estructura del material de soporte limpio (a) y la biomasa en los poros de éste (b).

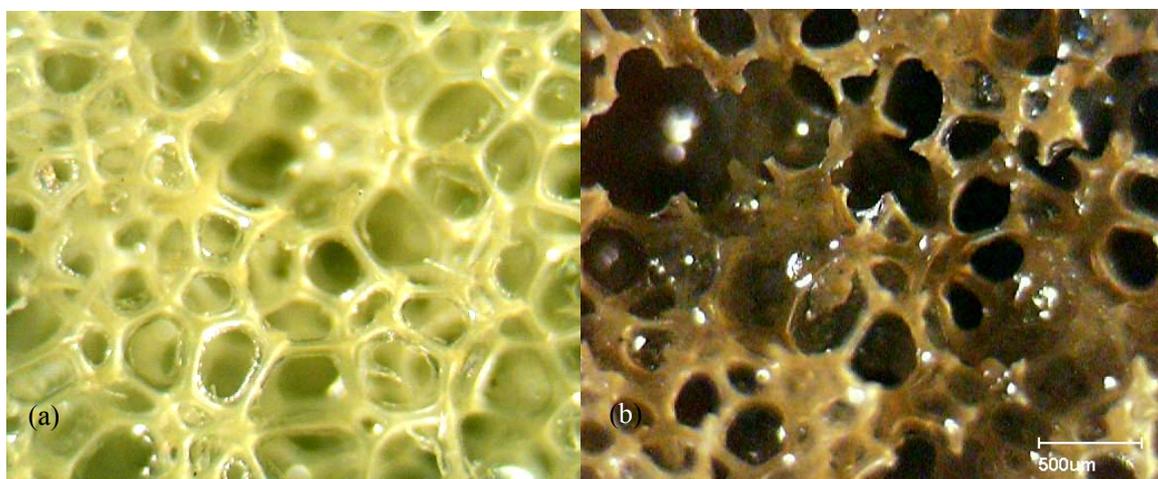


Figura 4.32 Estructura del material de soporte sin poblar (a) y poblado (b).

En los sistemas biológicos de tratamiento de aguas residuales la especie predominante de bacterias está determinada en gran medida por el tiempo de retención celular (TRC). Las bacterias heterótrofas tienen un tiempo de duplicación menor que las autótrofas (como las nitrificantes) o las acumuladoras de fosfatos, de tal forma que si la biomasa permaneciera periodos breves en el sistema (TRC bajos) las bacterias de lento crecimiento no podrían proliferar ya que serían eliminadas del sistema a una tasa

mayor que la de su duplicación. El TRC se relaciona con la carga orgánica aplicada de forma que el TRC disminuye al incrementarse la carga, tal como lo muestran los trabajos de Bernal y González (1998), Castrejón (2005) y Flores y González (1998).

Los datos de SST y de biomasa en el reactor se usaron para calcular el tiempo de retención celular en varios momentos a lo largo de la experimentación y se muestran en la figura 4.33. Si se tomaran en cuenta todos los datos, no se apreciaría una tendencia clara del TRC con respecto a cambios en la carga orgánica aplicada que podría deberse a que el rango de carga orgánica fuera reducido, comportamiento observado por Valdivia (2005) con el material de soporte Linpor (sus TRC no tuvieron una tendencia asociada a la carga orgánica a valores desde 2.2 a 6.8 gDQO/m²·d. Sin embargo, pudo cometerse algún error al determinar los SST o la biomasa en el material de soporte utilizados para calcular el TRC del par de datos de la parte inferior izquierda de la figura 4.33. Si este fuera el caso se observaría una relación similar a la esperada (el TRC disminuiría con respecto a la carga orgánica), hecho acorde con el trabajo de Vargas (2005), quien obtuvo un comportamiento descendente y asintótico del TRC respecto a la carga orgánica para valores entre 2 y 12 gDQO/m²·d para un SBR aerobio a nivel piloto con cubos de poliuretano de 1 cm de lado como material de soporte.

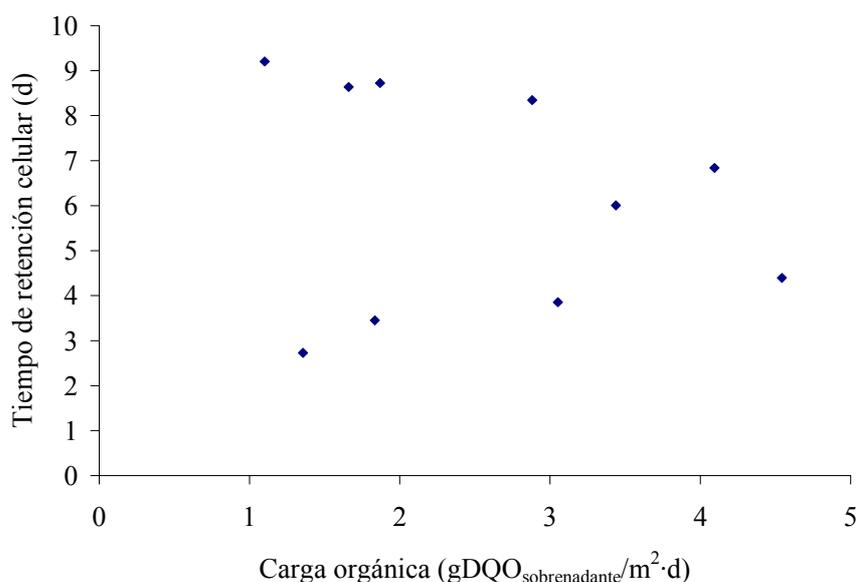


Figura 4.33 Tiempo de retención celular y carga orgánica.

De la figura 4.33 destaca también que el tiempo de retención celular mínimo fue de 2.7 días y el máximo de 9.2 días. El valor medio a lo largo de la operación fue de 6.2 días, el cual es coherente con los resultados obtenidos debido a que las bacterias nitrificantes requieren TRC de por lo menos 5 días y las bacterias acumuladoras de fosfatos de más de 5 días, con un óptimo en 10 (Mulkerrins et al., 2004), y en el sistema se observaron nitrificación y remoción biológica de fosfatos.

5. CONCLUSIONES

1. En el reactor de lecho móvil discontinuo que utilizó cubos de hule espuma como soporte de microorganismos y operó con tiempos de retención celular de entre 2.7 y 9.2 días fue posible remover de manera simultánea materia orgánica, nitrógeno amoniacal y fósforo de ortofosfatos.
2. Independientemente de que al principio de cada ciclo las condiciones fueran anaerobias o anóxicas, durante la fase “anóxico-anaerobia” se observó el mayor consumo de DQO con un aumento de los SST en el reactor mientras que en la fase aerobia la concentración de SST disminuyó al mismo tiempo que la DQO no sufrió cambios significativos.
3. La remoción media de la DQO no mostró una tendencia definida con respecto a la carga orgánica media. Lo que resulta claro es que la DQO en el efluente aumentó al incrementar la carga orgánica.
4. Remociones de nitrógeno amoniacal de 90 % o superiores se lograron con cargas orgánicas inferiores a 2 gDQO/m²·d y cargas de amonio en la fase aerobia inferiores a 0.2 gN-NH₄/m²·d. La remoción de nitrógeno amoniacal aumentó notoriamente al reducirse las cargas orgánica y

de amonio en la fase aerobia. Con una carga orgánica media de 1.35 gDQO/m²·d la remoción media de amonio fue de 93 % mientras que con las cargas orgánicas 3.77 y 3.73 gDQO/m²·d las remociones fueron de 31 y 58 %, respectivamente, sin una diferencia estadística entre estos dos últimos valores.

5. La tasa específica de consumo de amonio fue directamente proporcional a la carga de amonio cuando los valores de carga de amonio en la fase aerobia fueron inferiores a 0.2 gN-NH₄/m²·d. Con cargas de amonio superiores a 0.5 gN-NH₄/m²·d la tasa específica de consumo de amonio resultó inversamente proporcional a la carga de amonio.
6. A cargas orgánicas bajas el sistema nitrificó y los nitratos acumulados en el agua remanente al final de cada ciclo no fueron desnitrificados en su totalidad durante la etapa “anóxico-anaerobia” al principio del siguiente ciclo.
7. La mejor remoción promedio de ortofosfatos se consiguió bajo la mayor carga orgánica aplicada (3.77 gDQO/m²·d), a temperatura ambiente. Los resultados indican que con cargas orgánicas bajas el sistema nitrificó y los nitratos tendieron a acumularse en el volumen remanente (que se incorporó al siguiente ciclo), favoreciendo condiciones anóxicas y evitando que se desarrollaran los procesos de fermentación anaerobia y acumulación de materia orgánica por bacterias acumuladoras de fosfatos. A cargas orgánicas superiores no se llevó a cabo la nitrificación y, por tanto, la acumulación de nitratos y las subsecuentes condiciones anóxicas, lo cual favoreció las condiciones anaerobias necesarias para la liberación y acumulación de fosfatos.
8. La cantidad de biomasa contenida en el material de soporte aumentó con la carga orgánica aplicada. Con cargas orgánicas bajas (1.35 gDQO/m²·d) se tuvieron entre 4.7 y 9.7 gramos de masa seca por metro cuadrado y con cargas orgánicas altas (3.77 y 3.73 gDQO/m²·d) se tuvieron entre 12.4 y 19.7 gramos de masa seca por metro cuadrado.
9. El tiempo de retención celular no mostró una tendencia con respecto a la carga orgánica aplicada. Los valores del tiempo de retención celular variaron entre 2.7 y 9.2 días.

6. REFERENCIAS

- APHA, AWWA Y WPCF (1992). Métodos normalizados para el análisis de aguas potables y residuales, Ediciones Díaz de Santos S.A., España.
- ADAM (2004). Medline Plus, *Derivados de la hemoglobina*.
<http://www.nlm.nih.gov/medlineplus/spanish/ency/article/003371.htm>
- Ayres, G. (1970). *Análisis Químico Cuantitativo*, segunda edición, Harla, México.
- Bernal, A. y González (1998) *Eliminación biológica de macronutrientes en un reactor discontinuo con biomasa suspendida*. Tesis para obtener el grado de Maestra en Biotecnología, Facultad de Química, UNAM.
- Bishop, P. L. (2003). *The effect of biofilm heterogeneity on metabolic processes*. Biofilm in Wastewater Treatment. An Interdisciplinary Approach. Wuertz, S.; Bishop, P. L., y Wilderer, P. A. (editors), IWA Publishing, United Kingdom.
- Bredjanovij, D.; Slamet, A.; Van Loosdrescht, M.; Hooijsman, C.; Alaerts, G. y Heijnen, J. (1998). *Impact of excessive aeration on biological phosphorus removal from wastewater*. Water Research, Elsevier Science, 32 (1), 200-208.
- Castillo, P.; González, S.; Tejero, I. (1999). *Biological phosphorus removal using a biofilm membrane reactor: operation at high organic loading rates*. Water Science and Technology, IAWQ, 40 (4-5) 321-329.
- Castrejón, P. (2005). *Comparación de dos medios de soporte de biopelícula (liso y poroso) para nitrificación y desnitrificación de lixiviados de un relleno sanitario*. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ingeniería Ambiental, Departamento de Estudios de Posgrado, Facultad de Ingeniería, UNAM
- Characklis y Wilderer (1989). *Structure and function of Biofilms*. Structure and function of Biofilms, Dahlem Workshop Reports. Characklis y Wilderer (editors). John Wiley and Sons, Inglaterra.
- Cuevas, G. (1998). *Fermentación de las aguas residuales: una alternativa para mejorar la eliminación biológica de macronutrientes en reactores discontinuos con biomasa suspendida*. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ingeniería Ambiental, Departamento de Estudios de Posgrado, Facultad de Ingeniería, UNAM.
- Cunningham (1989) *Hydrodynamics and Solute Transport at the Fluid-Biofilm Interface*. Structure and function of Biofilms, Dahlem Workshop Reports. Characklis y Wilderer (editores). John Wiley and Sons, Gran Bretaña.
- Dennis e Irvine (1979). *Effect of fill:react ratio on sequencing batch biological reactors*. Journal Water Pollution Control Federation, 51, (2), 255-263.
- Flores, P. y González, S. (1998). *Efecto de la carga orgánica sobre la eliminación biológica de nutrientes en agua residual doméstica con alto contenido de fósforo, empleando un sistema de*

- lodos activados modificado*. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ingeniería Ambiental, Departamento de Estudios de Posgrado, Facultad de Ingeniería, UNAM.
- Garzón-Zúñiga, M. y González-Martínez, S. (1996). *Biological phosphate and nitrogen removal in a biofilm sequencing batch reactor*. Water Science and Technology, IAWQ, 34 (1-2), 293-301.
- Gavrilescu, M; Macoveanu, M (2000). *Attached-growth process engineering in wastewater treatment*. Bioprocess Engineering, Springer, 23, 95-106.
- González B., O. (1994) *Un algoritmo para optimizar el diseño hidráulico de reactores discontinuos*. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ingeniería Ambiental, Departamento de Estudios de Posgrado, Facultad de Ingeniería, UNAM.
- González, S. y Wilderer (1991). *Phosphate removal in a biofilm reactor*. Water Science & technology, IWA, 23 (1991), 1405-1415.
- González, S. (1994). *Eliminación Biológica de fosfatos: microbiología y bioquímica*. II Simposio Internacional sobre Control de Polución de aguas por Procesos Biológicos, Valencia, Venezuela.
- González, S. (1998). *Biopelículas aerobias en el tratamiento de aguas residuales*. IV Simposio Internacional sobre el Control de la Polución de Aguas por Procesos Biológicos. Valencia, Venezuela.
- González, S; Garzón, M. (1995). *Eliminación de fósforo y nitrógeno en un reactor discontinuo con biopelícula*, Informe final del proyecto 1314 del Instituto de Ingeniería, UNAM.
- Henze, M.; Harremoës, P.; Cour Jansen, J. y Harbin, E. (2002). *Wastewater treatment. Biological and Chemical Processes*. Springer, tercera edición, Alemania.
- Hoshi, K y Deguchi, H. (2002). *The characteristics of the biofilm fixed inside porous medium by sequencing batch reactor*. Water Science and Technology 46 (1-2), 261-265.
- INEGI (2006). *“Estadísticas a propósito del día mundial del agua” Datos Nacionales*. INEGI, Sala de prensa, Datos a propósito de..., Día mundial del agua, <http://www.inegi.gob.mx/inegi/default.asp?c=274>
- Irvine, R. L., y Busch, A. W. (1979). *Sequencing Batch Biological Reactors – an Overview*. Journal Water Pollution Control Federation, 51, (2), 235-243.
- Komisar y Switzenbaum (1986). *Biological phosphorus removal using a fixed film batch reactor*, Environmental Engineering Program, Department of civil engineering, University of Massachusetts.
- Lazarova, Norgueira, Manem y Melo (1998). *Influence of dissolved oxygen on the nitrification kinetics in a circulating bed biofilm reactor*, Bioprocess and Biosystems Engineering, 19 (6), Springer Berlin, 441-449.
- Le Cloirec, André, Faur-Brasquet y Gérente (2004). *Engineered biofilms for metal ion removal*. Reviews in environmental science and biotechnology, Springer Netherlands, (2), 177-192.
- Lewandowski, Z., y Beyenal, H. (2003). *Mass transport in heterogeneous biofilms. Biofilm in Wastewater Treatment, An Interdisciplinary Approach*. Wuertz, S.; Bishop, P.L., y Wilderer, P. A. (editors), IWA Publishing, United Kingdom.

-
-
- Li, Xing y Wang (2003). *Characteristics of phosphorus removal from wastewater by biofilm sequencing batch reactor (SBR)*. Biochemical Engineering Journal. ELSEVIER, 16, 279-285.
- Madigan, M.; Martinko, J. y Parker, J. (2003). *Brock Biology of Microorganisms*, 10th edition, Prentice-Hall, USA.
- Manning e Irvine (1985). *The biological removal of phosphorus in a sequencing batch reactor*. Journal Water Pollution Control Federation, 57, (1), 87-94.
- Maurer, M.; Fux, C.; Graff, M. y Siegrist, H. (2001). *Moving-bed biological treatment (MBBT) of municipal wastewaters: Denitrification*. Water Science and Technology, IAWQ, 40 (11), 337-344.
- Metcalf & Eddy (2004). *Wastewater Engineering, treatment and reuse*. Mc Graw-Hill, cuarta edición, Singapur.
- Morper, M. R. (1994). *Upgrading of activated sludge systems for nitrogen removal by application of the Linpor®-CN process*, Water Science and Technology, IAQW, 29 (12), 167-176.
- Mulkerrins, D.; Dobson, A.D.W. y Colleran, E. (2004). *Parameters affecting biological phosphate removal from wastewaters*, Environment International, Elsevier, 30, 249-259.
- Muñoz-Colunga y González-Martínez (1996). *Effects of population displacement s on biological phosphorus removal in a biofilm SBR*, Water Science and Technology, IAQW, 34 (1-2), 303-313.
- Nam, Kyung, Geon, Seong-Jin, Won, Gi, Lyong y Hee (2000). *Simulation of sequential batch reactor (SBR) operation for simultaneous removal of nitrogen and phosphorus*. Bioprocess Engineering. Springer-Verlag. 23, 513-521.
- Ødegaard, H.; Rusten, B. y Westrum, T. (1994). *A new moving bed biofilm reactor-Applications and results*. Water Science and Technology, IWA, 29 (10-11), 157-165.
- Ødegaard, H. y Helness, H. (2001). *Biological phosphorous and nitrogen removal in a sequencing batch moving bed biofilm reactor*, Water Science and Technology, IWA, 43 (1), 233-240.
- Orantes, J; González, S.; González, O.; Wellens, A. (2001). *Tratamiento de aguas residuales concentradas en un reactor de lecho móvil anaerobio. Primera parte*. Instituto de Ingeniería, UNAM.
- Pastorelli, G.; Andreottola, G.; Canziani, R.; de Fraja Frangipane, E.; De Pascalis, F; Gurrieri, G. y Rozzi, A. (1997). *Pilot-plan experiments with moving bed biofilms reactors*. Water Science and Technology, IAWQ, 36 (1), 43-50.
- Pastorelli, G.; Canziani, R.; Pedrazzi, L.; Roíz, A. (1999). *Phosphorus and nitrogen removal in a moving-bed sequencing batch biofilm reactor*. Water Science and Technology, IAWQ, 40 (4 – 5), 169-176.
- Percival, S.; Walker, J. y Hunter, P. (2000). *Microbiological Aspects of Biofilms and Drinking Water*. CRC Press, USA.
- Pramanik, J.; Trelstad, P.; Schuler, A.; Jenkins, D. Y Keasling, J. (1999). *Development and validation of a flux-based stoichiometric model for enhanced biological phosphorus removal metabolism*. Water Research, 33 (2), 462-476.
-
-

-
-
- Raffa, R.; Iannuzzo, J.; Levine, D.; Saeid, K.; Schwartz, R.; Sucic, N.; Terleckyj, O. y Young, J. (2005). *Bacterial communication ("Quorum sensing") via ligands and receptors: a novel pharmacologic target for the design of antibiotic drugs*. Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics *Fast Forward*, American Society for Pharmacology and Experimental Therapeutics, 312 (2), 417-423.
- Randall, C.; Barnard, J. y Steensel, H. (1992) *Design and retrofit of wastewater treatment plants for biological nutrient removal*. Water quality management library, Vol. 5. Lancaster Technomic, USA.
- Schlegel, H. (1997). *Microbiología General*. Ediciones Omega, España.
- Schön, G.; Geywitz, S. y Mertens, F. (1993). *Influence of dissolved oxygen and oxidation-reduction potential on phosphate release and uptake by activated sludge from sewage plants with enhanced biological phosphorus removal*. Water Research, 27 (3), 349-354
- Sedlak, Richard [editor] (1991). *Phosphorus and nitrogen removal from municipal wastewater. Principles and practice*, 2nd edition, Lewis publishers, USA.
- SEMARNAT (2005). *Compendio de estadísticas ambientales 2005*. México.
- Soejima, Oki, Terada, Tsuneda e Hirata (2006) *Effect of acetate and nitrite addition on fraction of denitrifying phosphate-accumulating organisms and nutrient removal efficiency in anaerobic/aerobic/anoxic process*. Bioprocess and Biosystem Engineering, Springer, August.
- US EPA (1999). *Wastewater Technology Fact Sheet. Sequencing Batch Reactors*. Washington, D.C., Estados Unidos de América.
- Valdivia, Cruz A. (2002). *Filtración combinada para el tratamiento integral de aguas residuales. Parte I: Filtro con lecho superficial de tezontle (tamaño de partícula: 19 mm)* Instituto de Ingeniería, UNAM.
- Valdivia, Cruz A. (2005). *Tratamiento de aguas residuales municipales utilizando tres diferentes medios de soporte en lechos empacados*. Tesis para obtener el grado de Doctor en Ingeniería Ambiental. Departamento de Estudios de Posgrado, Facultad de Ingeniería, UNAM.
- Vargas, G. (2005). *Desempeño de un reactor discontinuo de lecho móvil con biopelículas sobre un medio poroso*. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ingeniería Ambiental, Departamento de Estudios de Posgrado, Facultad de Ingeniería, UNAM
- Vetter, Y.; Deming, J.; Jumars, P. y Krieger-Brockett, B. (1998). *A predictive model of bacterial foraging by means of freely released extracellular enzymes*, Microbial Ecology, Springer-Verlag, 36, 75-92.
- Vieira y Melo (1999). *Intrinsic kinetics of biofilms formed under turbulent flow and low substrate concentrations*. Bioprocess Engineering, 20, 369-375.
- Wijeyekoon, S.; Mino, T.; Satoh, H. y Matsuo, T (2004). *Effects of substrate loading rate on biofilm structure*, Water Research, 38 2479-2488.
- Wilderer, P.; Irvine, R. y Goronszy, M. (2001) *Sequencing Batch Reactor Technology*, IWA Scientific and Technical Report no. 10. IWA, Inglaterra.
-
-

- Zeng, R.; Yuan, Z.; y Keller, J. (2004a). *Improved understanding of the interactions and complexities of biological nitrogen and phosphorus removal processes*. Reviews in Environmental Science & BioTechnology. 3, 265-272.
- Zeng, R.; Lemaire, R.; Yuan, Z. y Keller, J. (2004b). *A novel wastewater treatment process: simultaneous nitrification, denitrification and phosphorus removal*. Water Science and Technology, IWA. 50 (10), 163-170
- Zhang, F.; Fu, Y. y Bishop, P. (1994). *Competition in biofilms*. Water Science and Technology, IWA. 29 (10 – 11), 263-270.
- Zou, Du, Ruan y Chen (2006). *Role of nitrate in biological phosphorus removal in a sequencing batch reactor*. World journal of microbiology and Biotechnology, 22, 701-706.

ANEXOS

1. Determinación del volumen remanente en el reactor respecto a los nitratos en el efluente.

El cálculo se basa en un balance de masa para un ciclo de operación cualquiera y puede ser extrapolado a valores medios si la operación es estable siempre y cuando el periodo considerado sea breve. Con esto, y considerando que solamente se efectúa mezclado en el llenado, el balance es:

Nitratos que entran + nitratos presentes del ciclo previo = nitratos al inicio del ciclo

$$Vrec \cdot N - NO_{3-inf} + Vrem \cdot N - NO_{3-ef} \leq Vop \cdot N - NO_{3-ini}$$

Donde $N - NO_{3-ef}$ es la concentración de nitratos (como nitrógeno) en el efluente del ciclo previo, $N - NO_{3-inf}$ la del influente, $N - NO_{3-ini}$ la del inicio del ciclo (esta debe ser la menor posible para fomentar el establecimiento de las PAB), $Vrec$ el volumen de recambio, Vop el de operación y $Vrem$ el volumen remanente.

Si se considera que $Vrem = Vrec/RR - Vrec$ y $Vop = Vrec/RR$ se tiene:

$$Vrec \cdot N - NO_{3-inf} + \left(\frac{Vrec}{RR} - Vrec \right) \cdot N - NO_{3-ef} = \left(\frac{Vrec}{RR} \right) \cdot N - NO_{3-ini}$$

$$Vrec \cdot N - NO_{3-inf} + N - NO_{3-ef} \cdot \frac{Vrec}{RR} - N - NO_{3-ef} \cdot Vrec = \frac{Vrec}{RR} \cdot N - NO_{3-ini}$$

$$\left(N - NO_{3-inf} - N - NO_{3-ef} \right) \cdot Vrec = \left(N - NO_{3-ini} - N - NO_{3-ef} \right) \cdot \frac{Vrec}{RR}$$

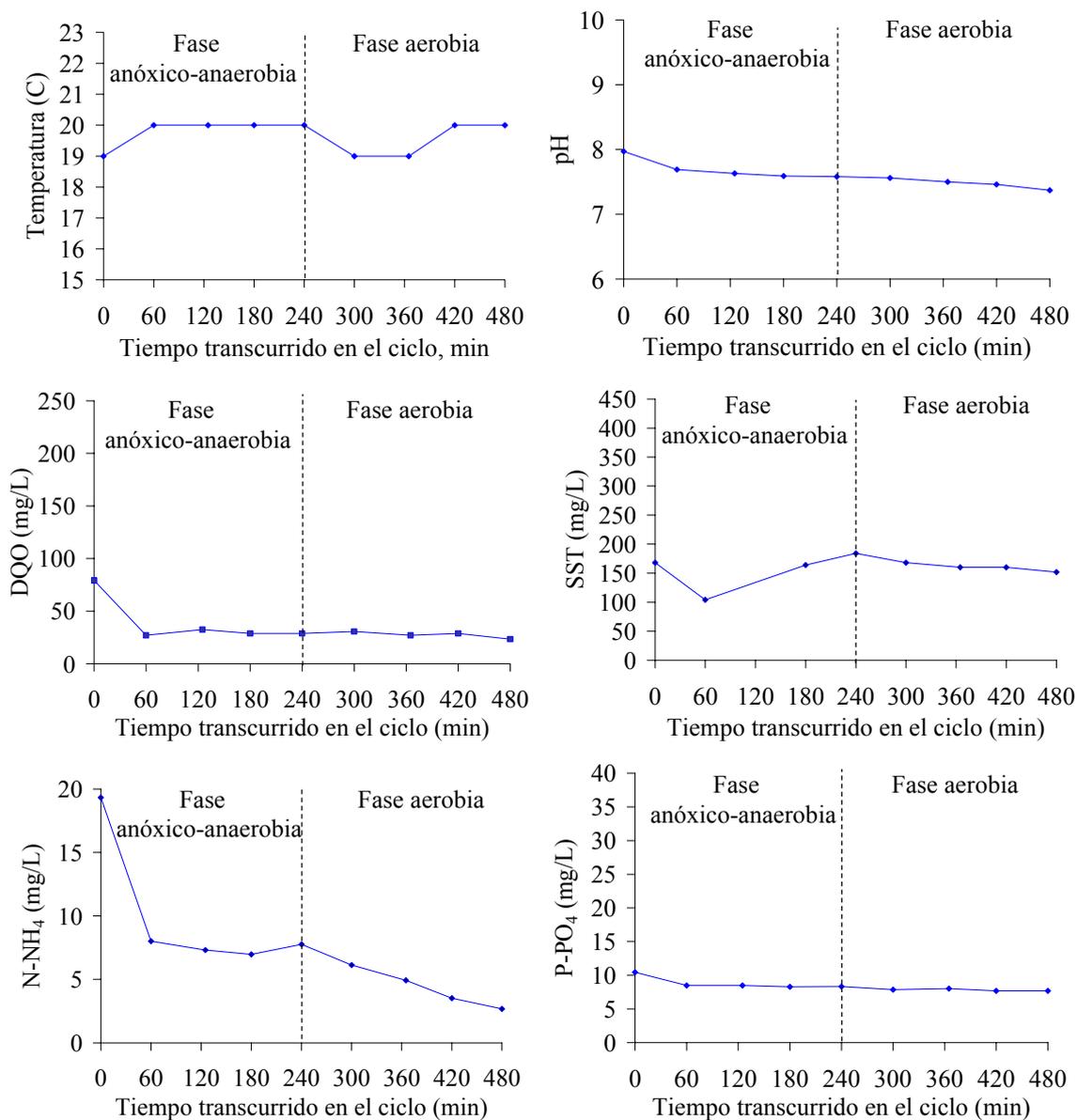
$$RR = \frac{N - NO_{3-ini} - N - NO_{3-ef}}{N - NO_{3-inf} - N - NO_{3-ef}}$$

El valor de la relación de recambio debe estar comprendido entre 0 (sin influente) y 1 (sin volumen remanente) por la factibilidad de operación del sistema. Dado que si es cero el sistema de tratamiento no tendría razón de ser, el valor de RR se tomará como menor o igual a 1. Entonces se deben cumplir ambas condiciones y la relación de recambio queda comprendida en el siguiente intervalo:

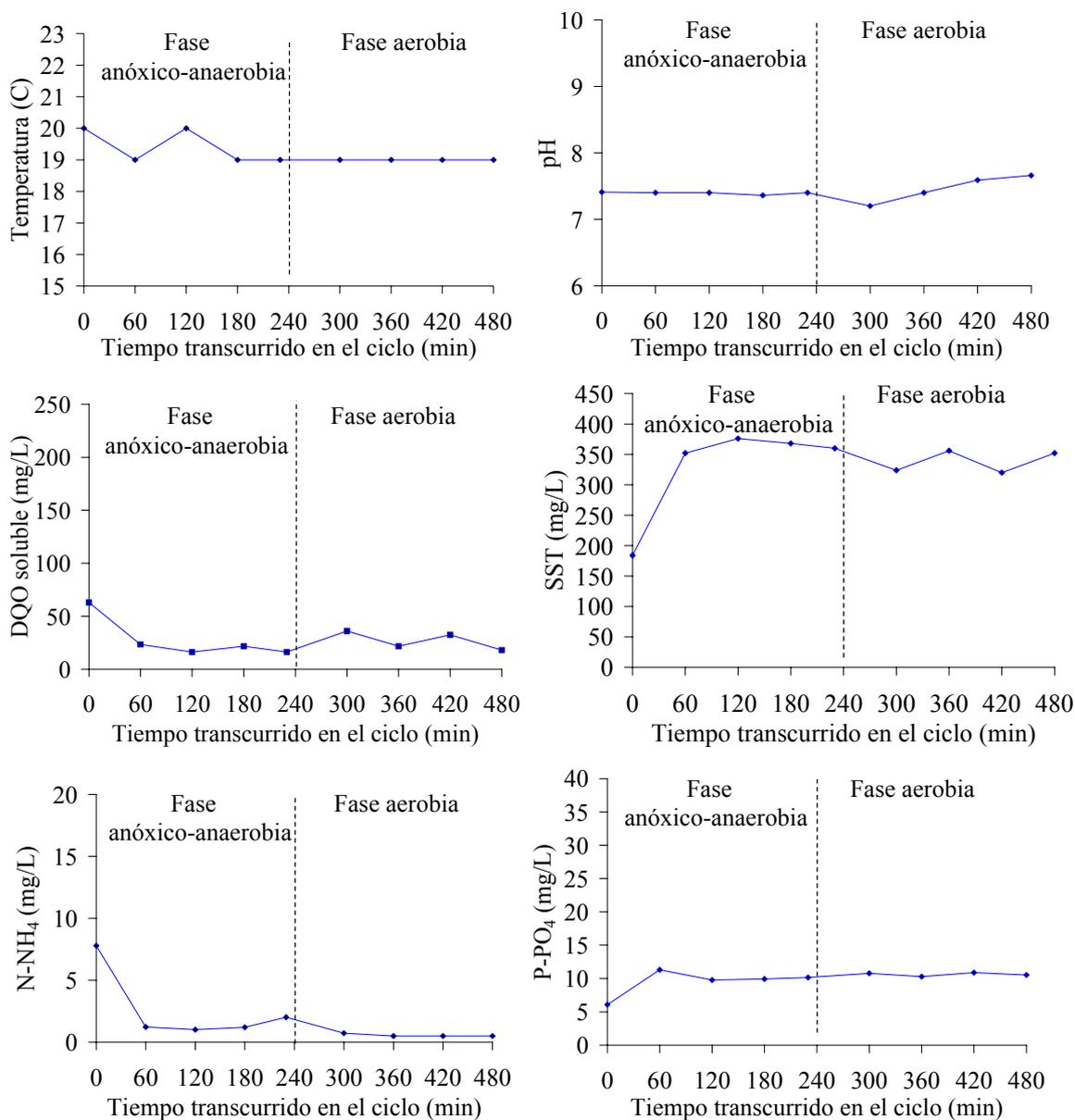
$$RR = \frac{N - NO_{3-ini} - N - NO_{3-ef}}{N - NO_{3-inf} - N - NO_{3-ef}} \quad \text{y} \quad RR \leq 1$$

2. Perfiles de DQO soluble, temperatura, SST, N-NH₄, N-NO₂, N-NO₃, P-PO₄ y OD.

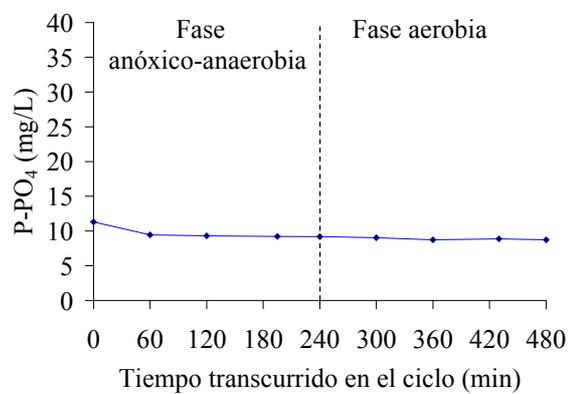
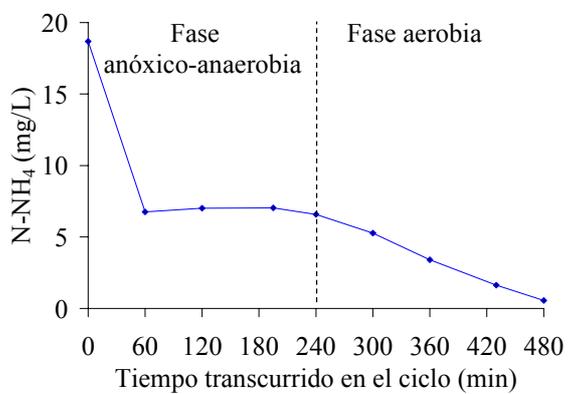
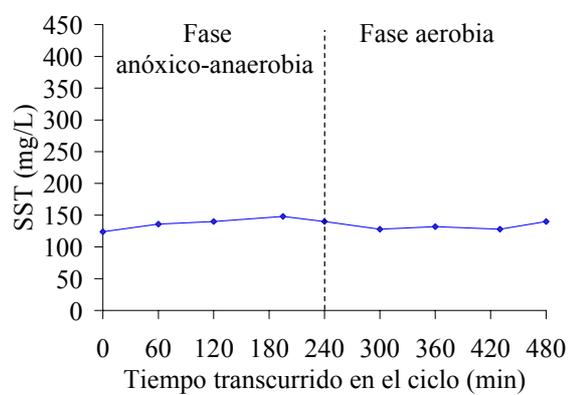
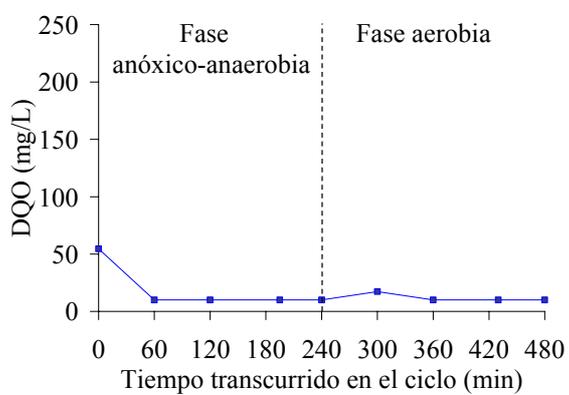
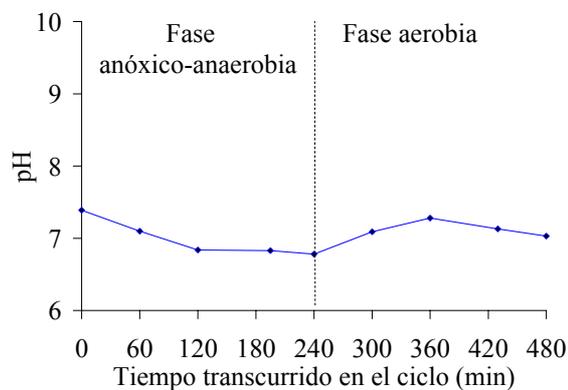
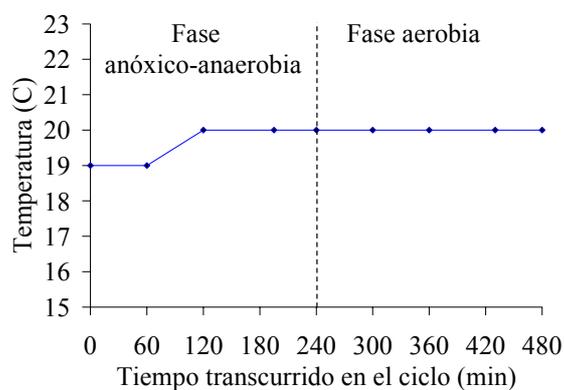
Día 74



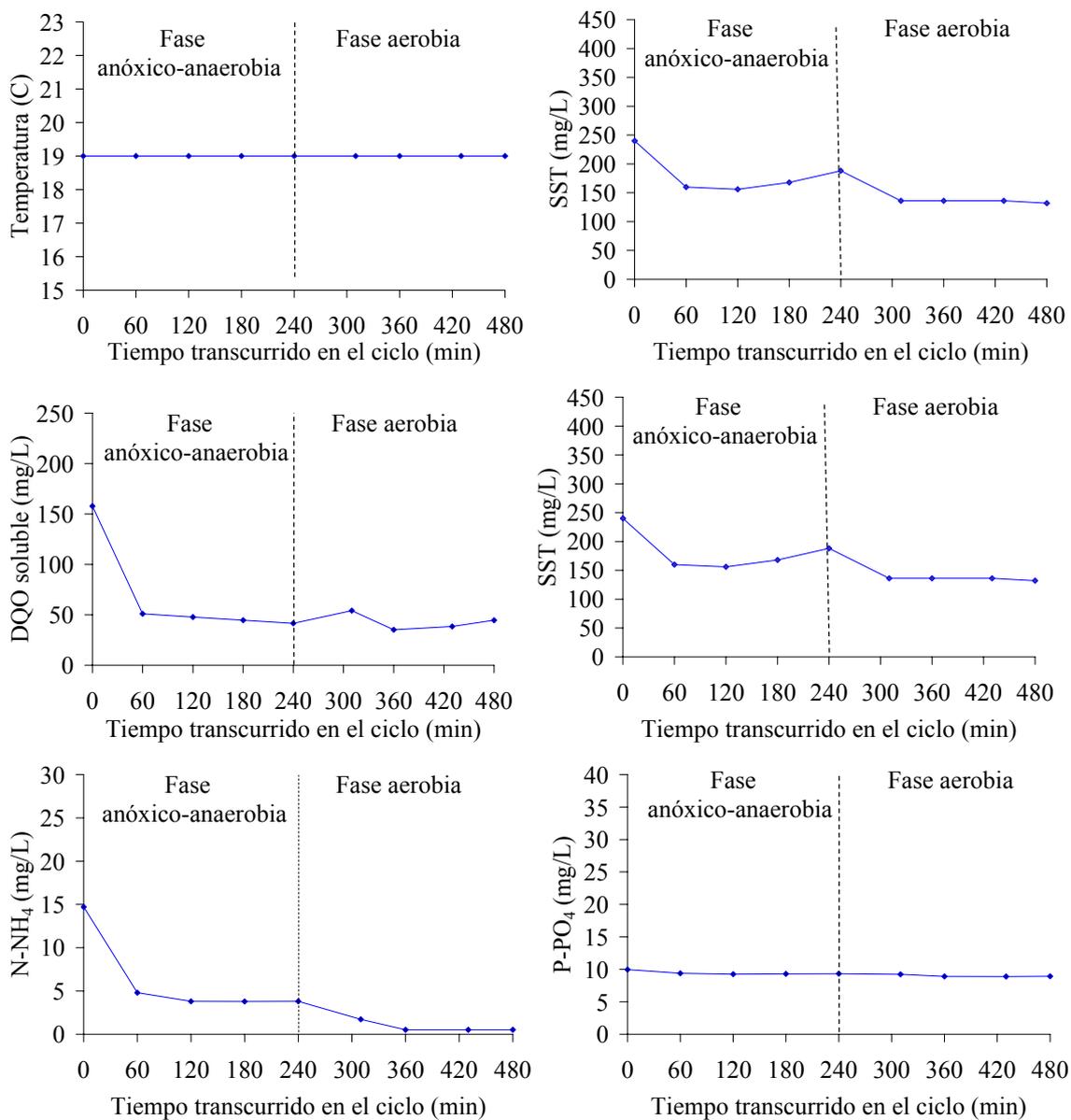
Día 79



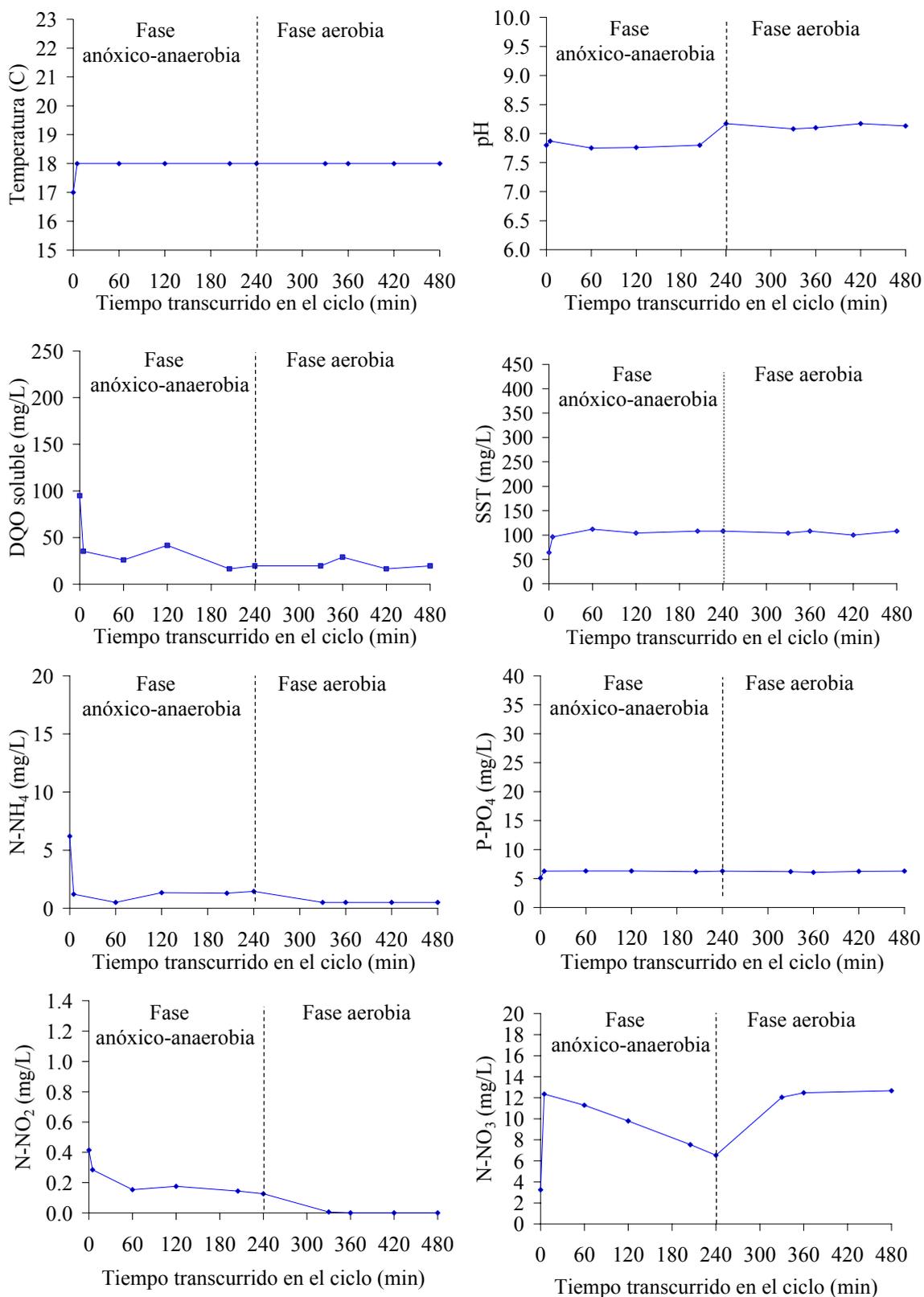
Día 85



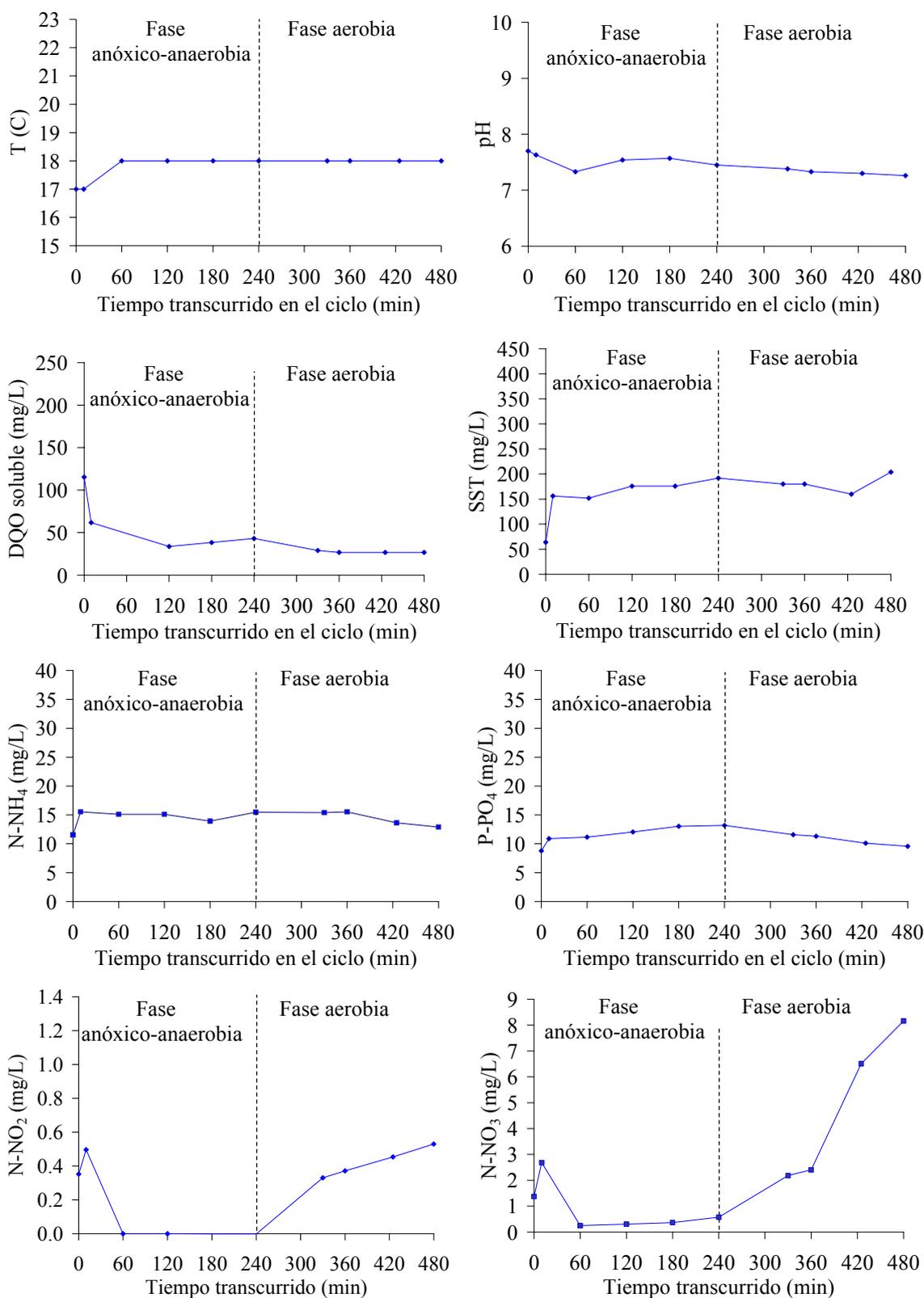
Día 93



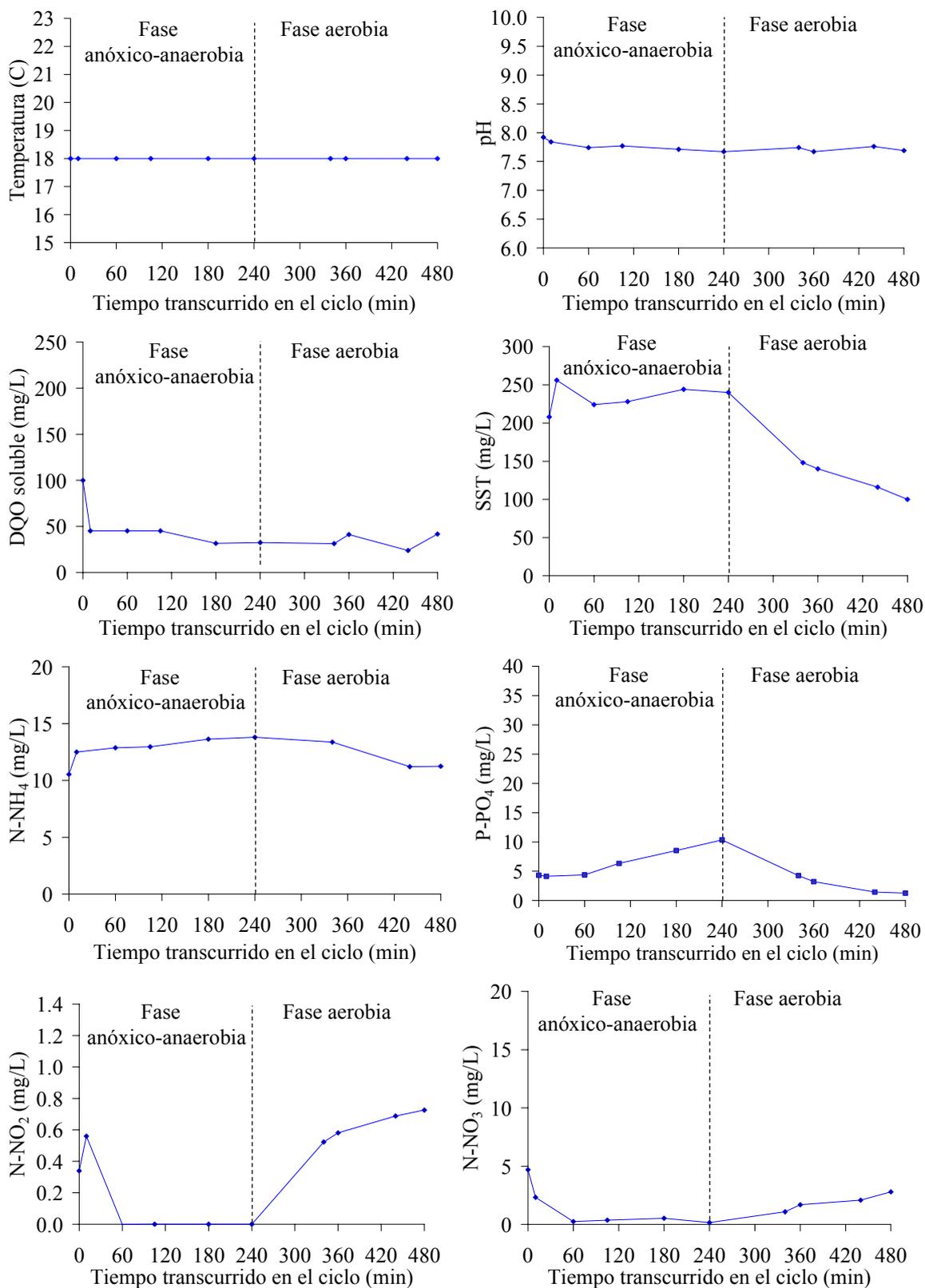
Día 103



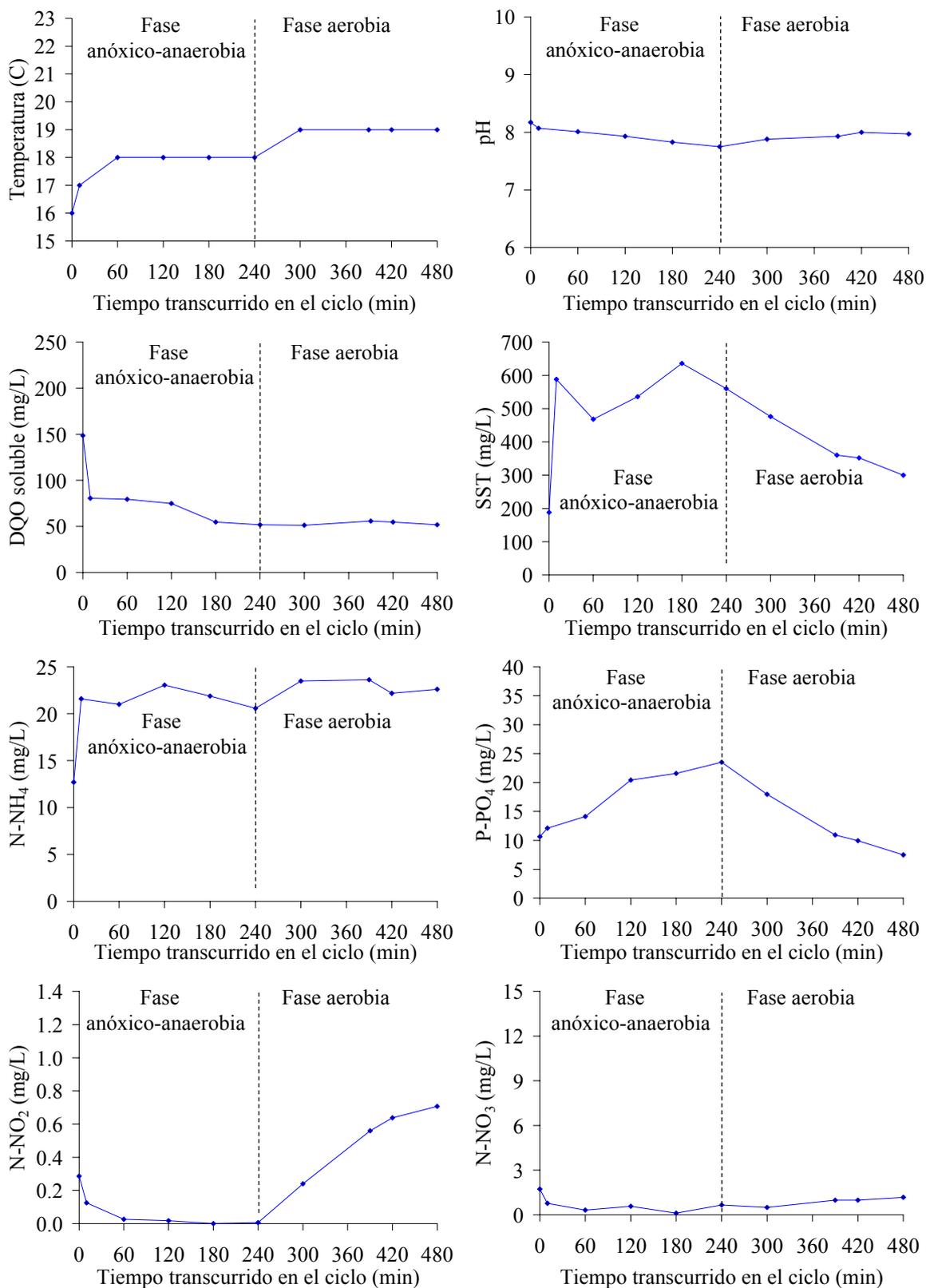
Día 125



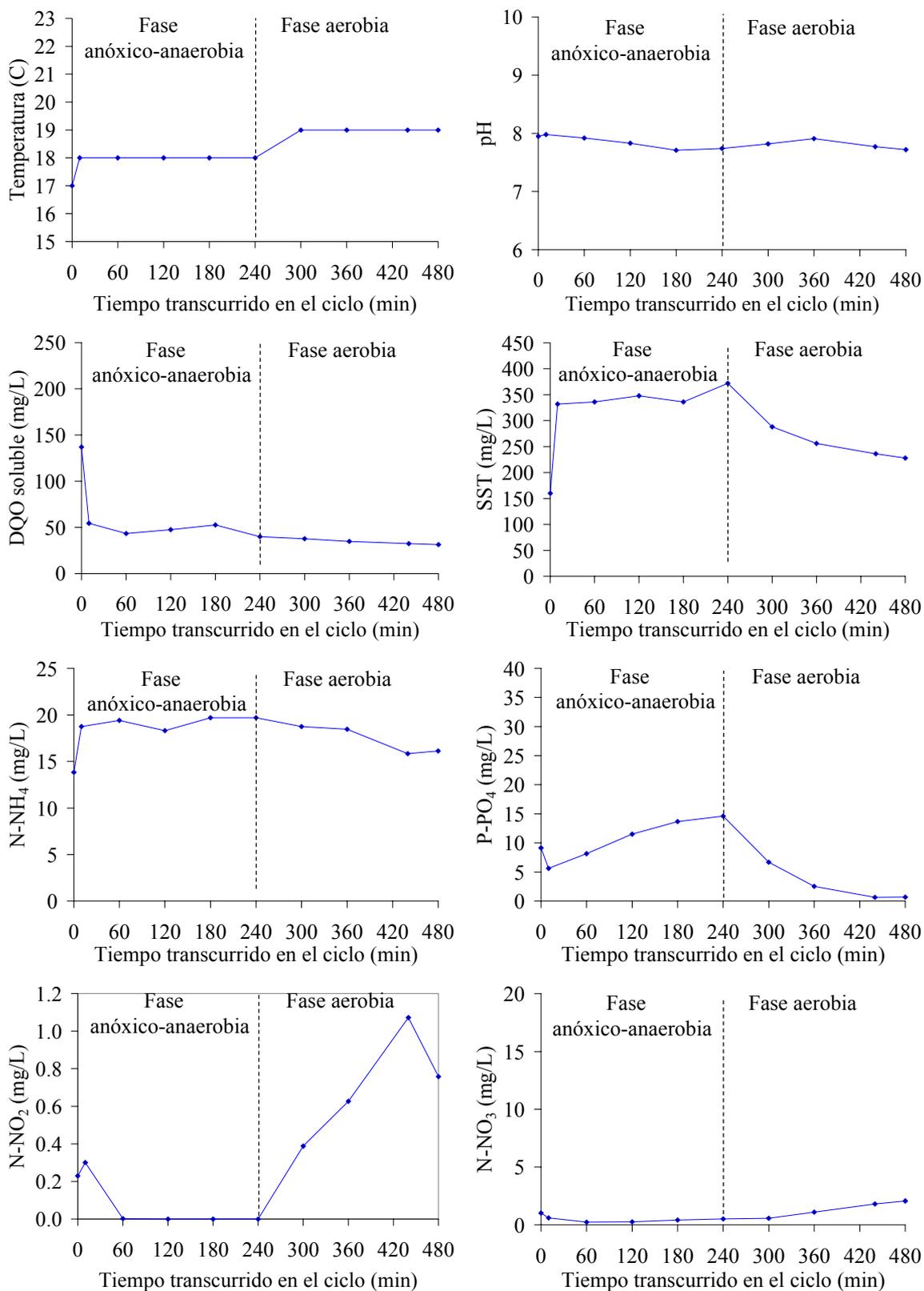
Día 143



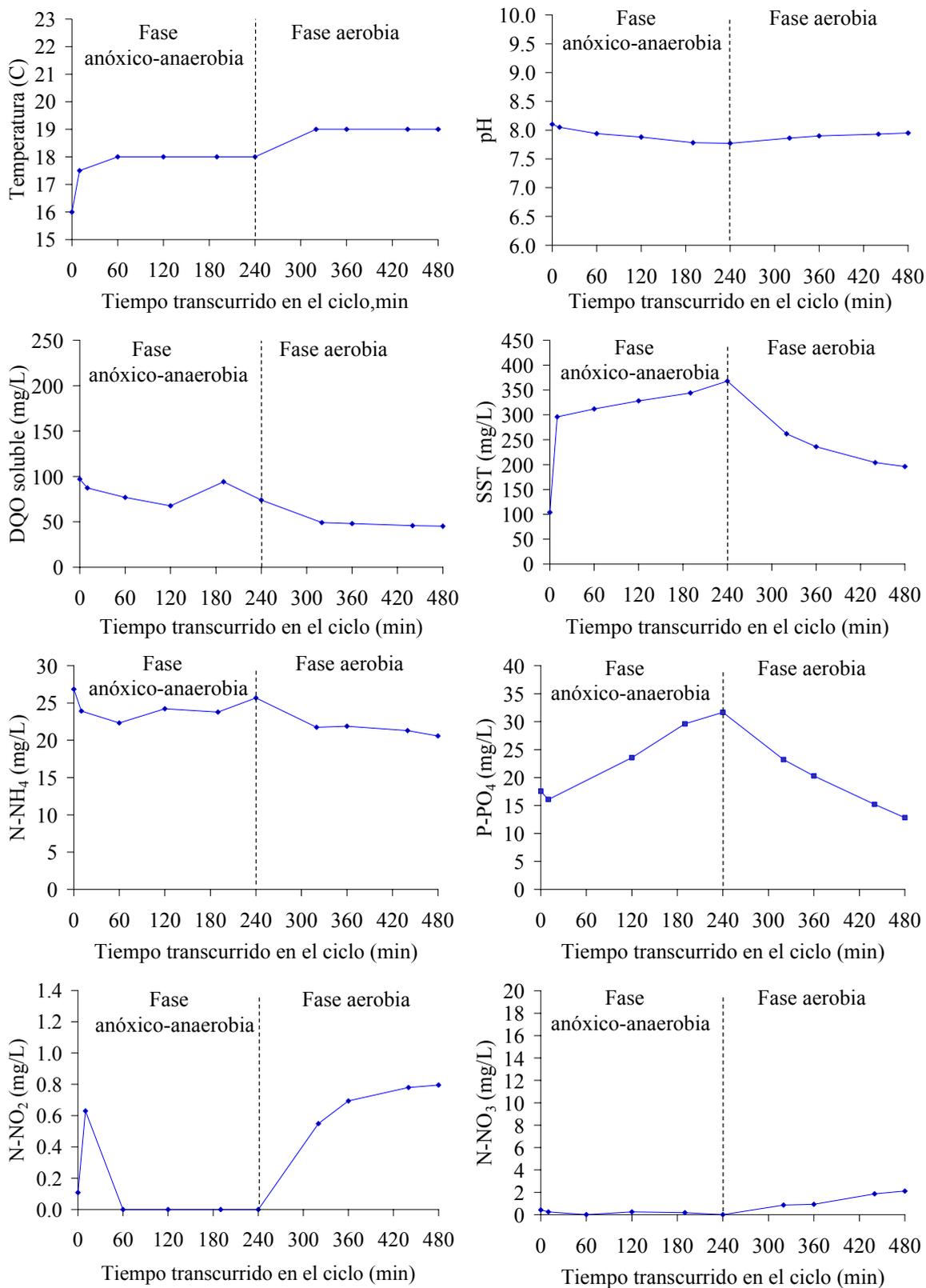
Día 152



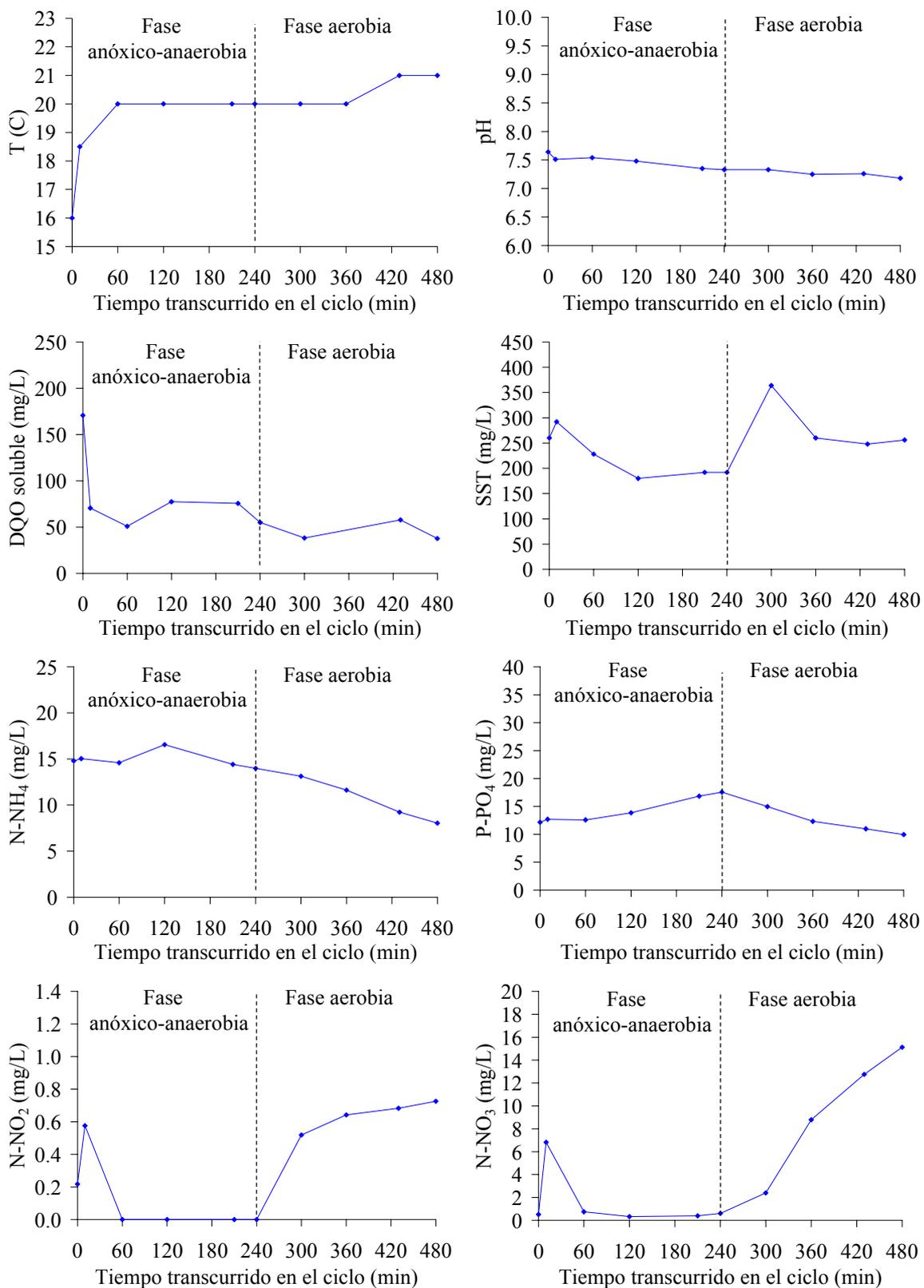
Día 159



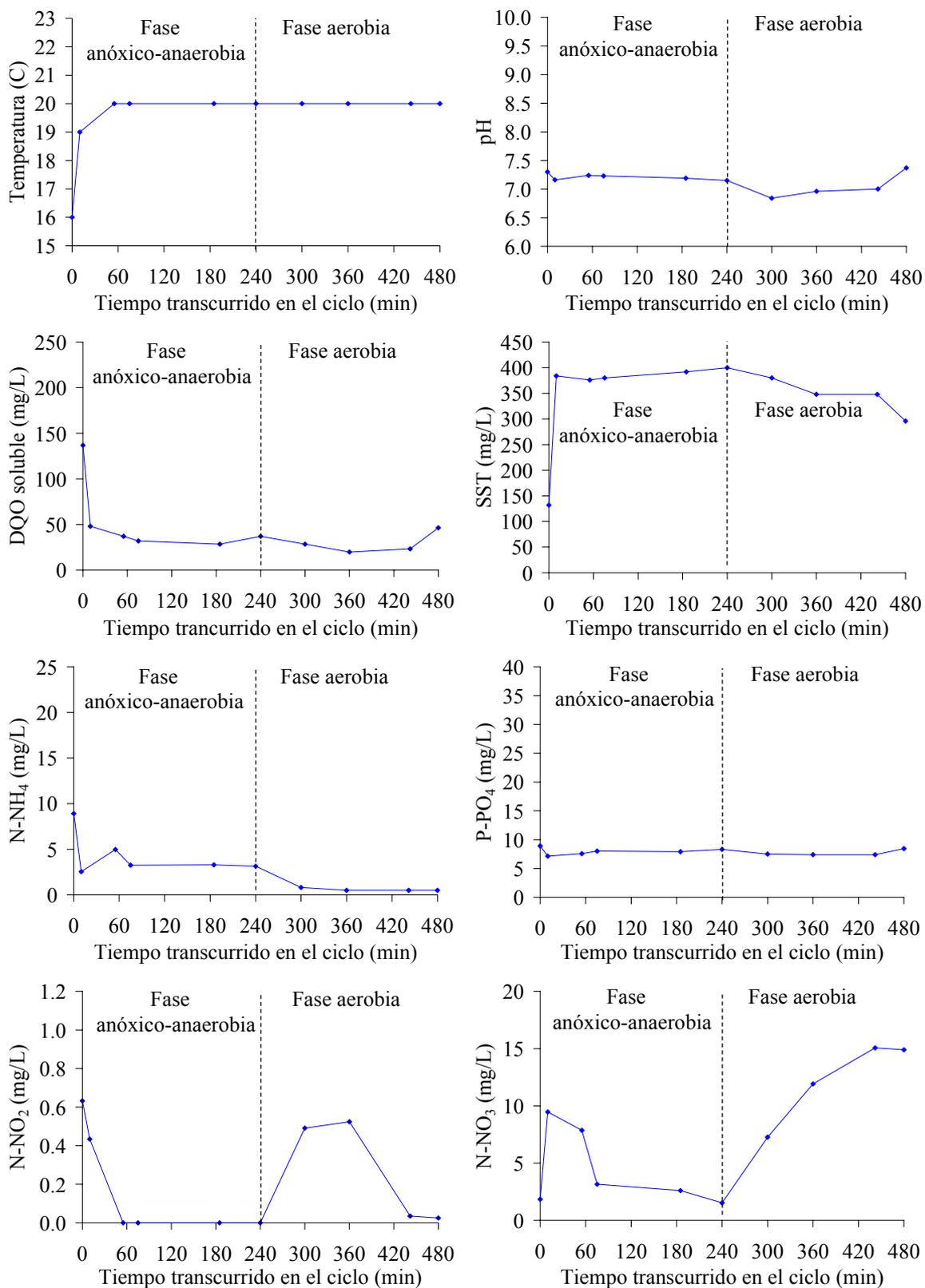
Día 166



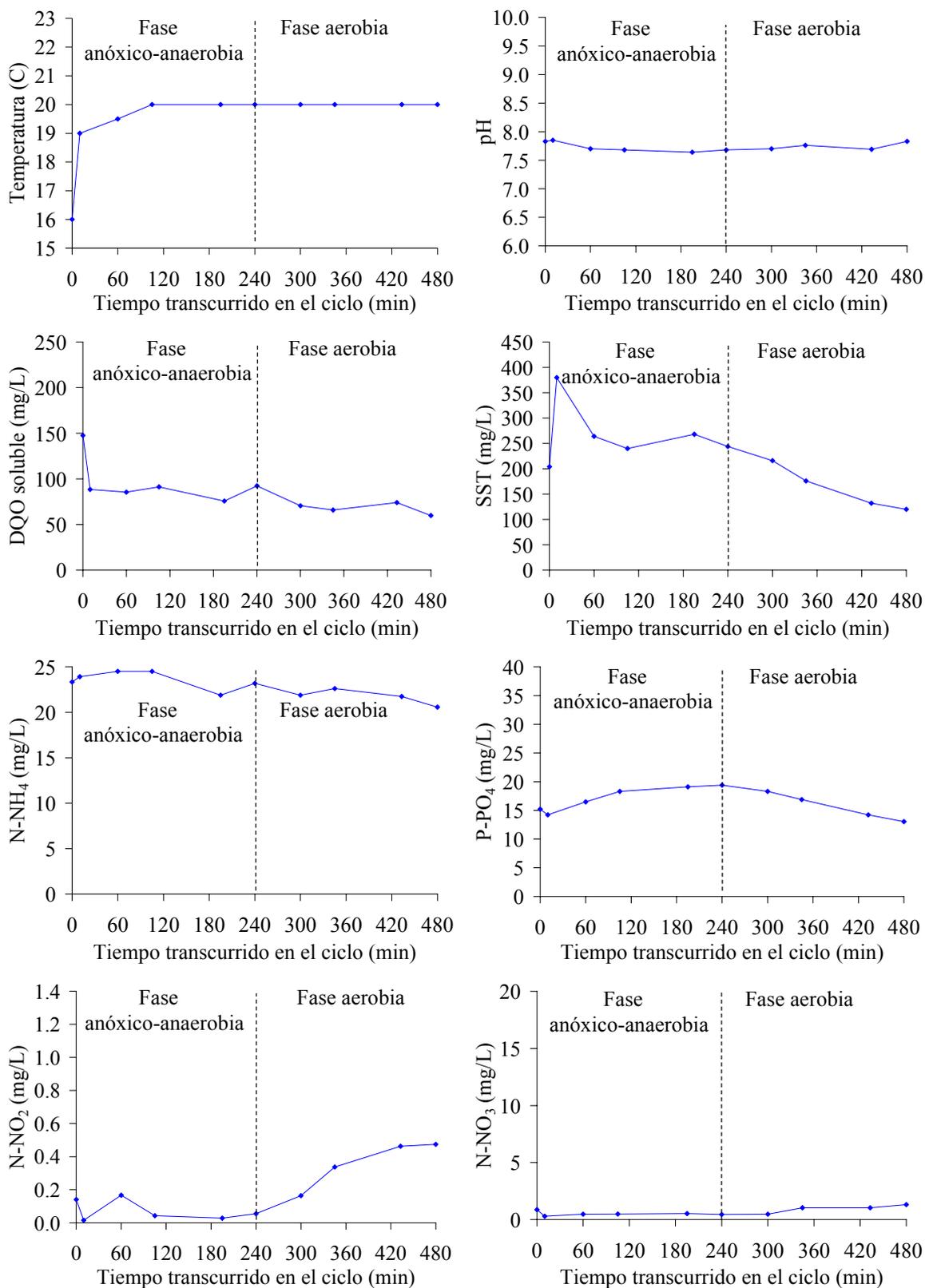
Día 213



Día 220



Día 229



Día 234

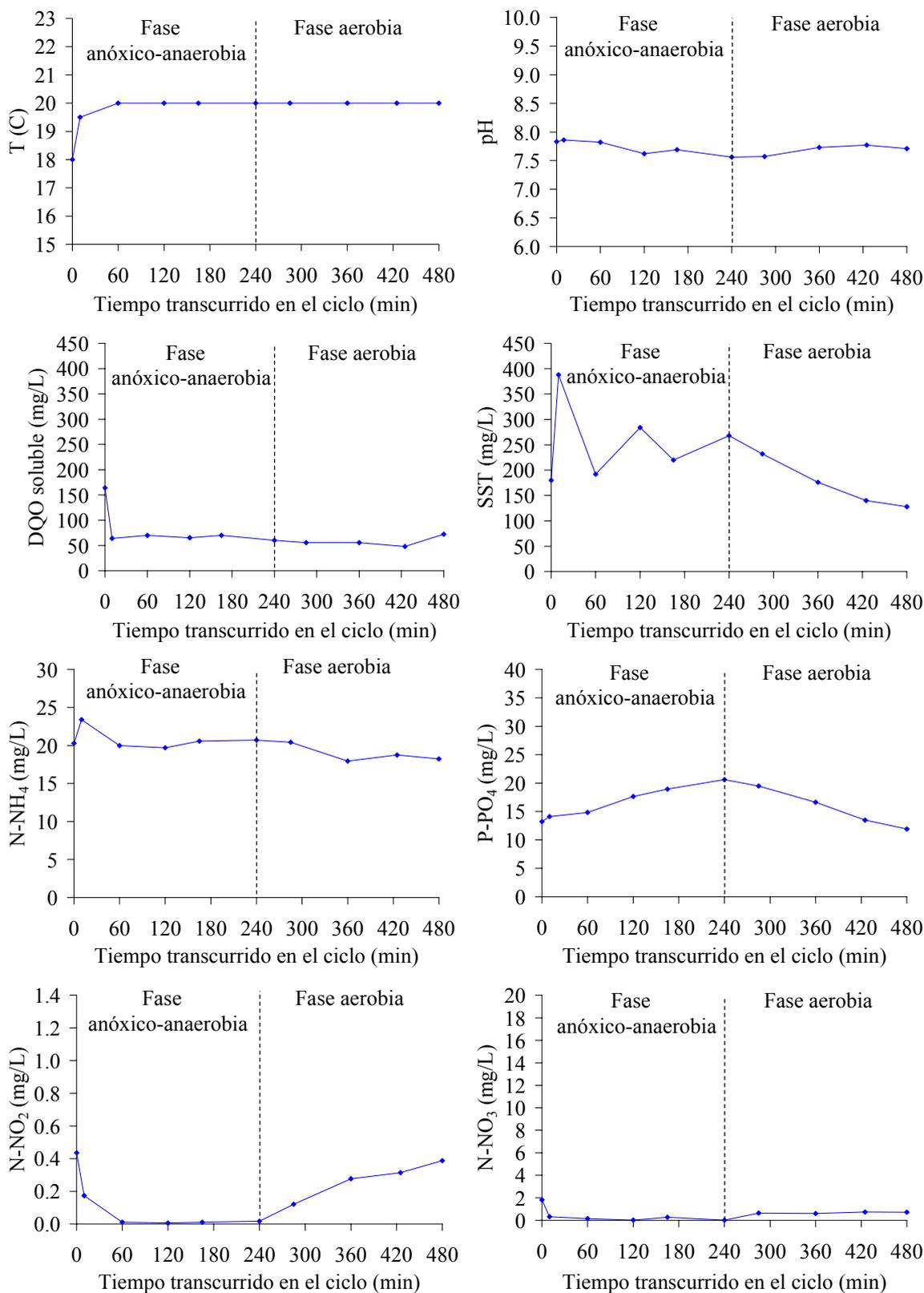
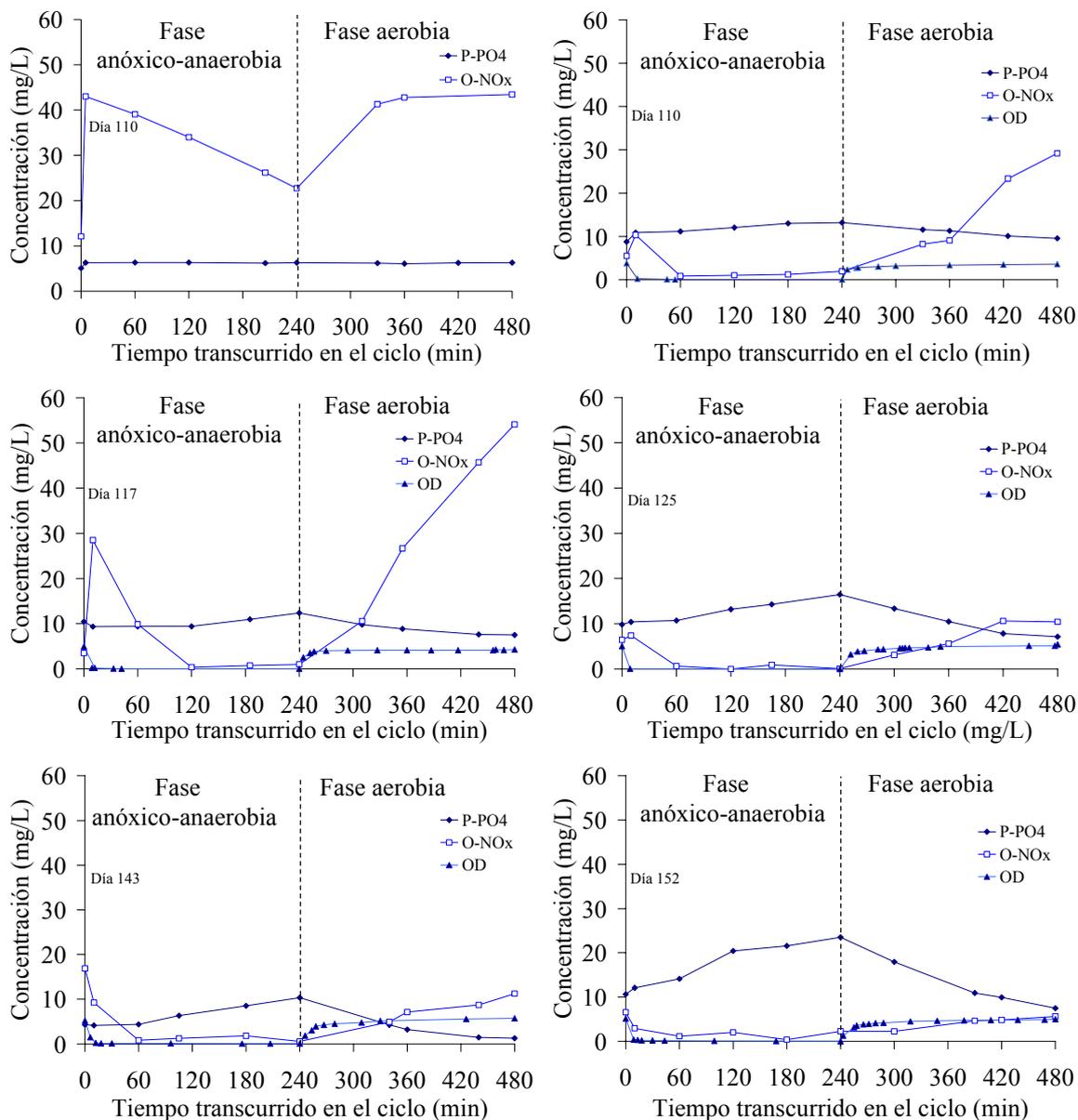
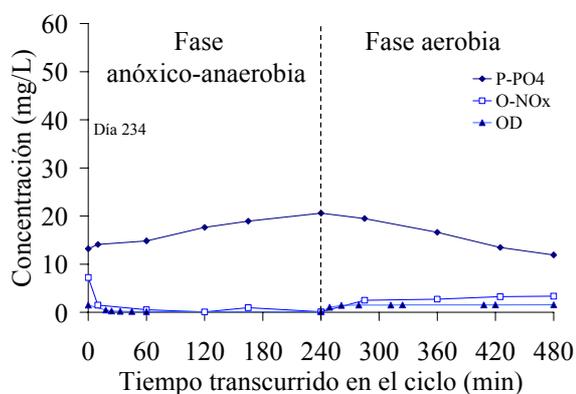
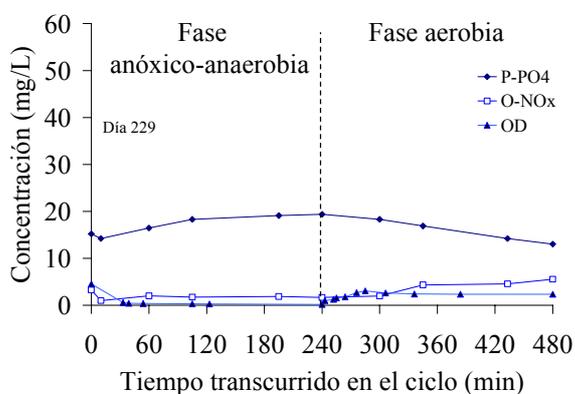
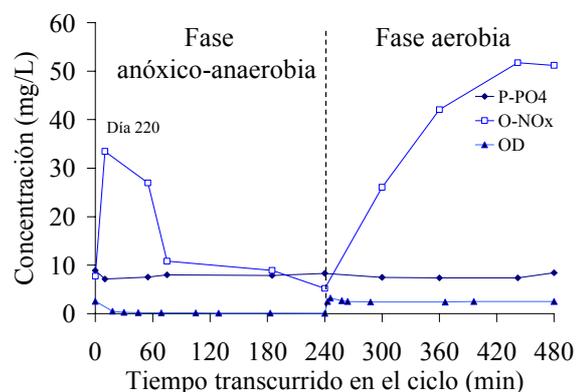
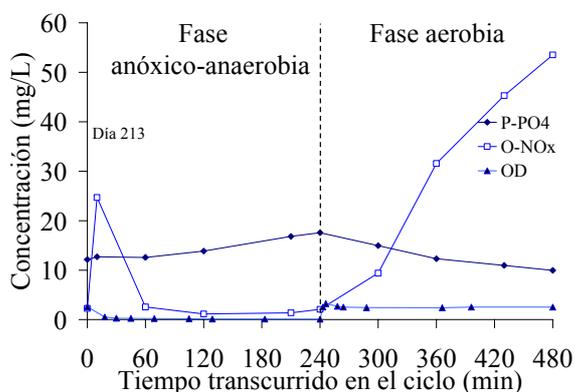
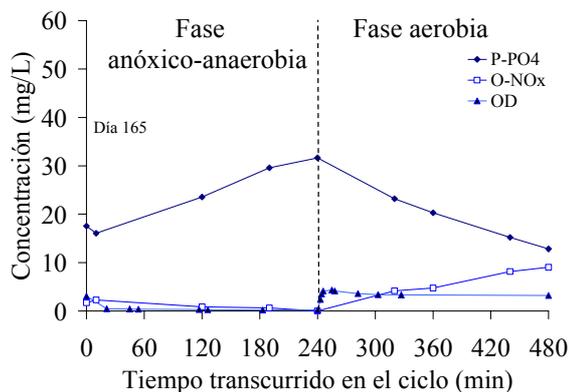
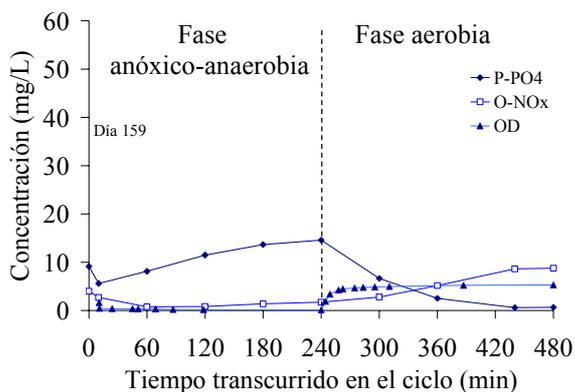


Tabla A. 1 Perfiles de contaminantes en ciclos analizados parcialmente.

Día	Muestra	Parámetro				
		DQO soluble (mg/L)	N-NH ₄ (mg/L)	N-NO ₂ (mg/L)	N-NO ₃ (mg/L)	P-PO ₄ (mg/L)
165	Influyente	159	13.7	0.2	0.5	10.7
	8:10 a.m.	61	16.9	0.7	1.9	10.1
	12:00 p.m.	101	17.3	0.1	0.4	23.9
	Efluente	21	14.1	0.8	5.2	5.7
216	Influyente	147	19.0	0.2	1.1	12.0
	8:10 a.m.	55	15.5	0.6	8.0	9.4
	12:00 p.m.	36	16.4	0.3	0.0	14.3
	Efluente	29	10.4	0.7	14.4	5.9
236	Influyente	54	26.5	0.0	0.1	1.2
	8:10 a.m.	86	25.7	0.0	0.0	7.1
	12:00 p.m.	66	26.5	0.0	0.2	16.3
	Efluente	65	24.8	0.5	1.9	5.9
237	Influyente	137	19.7	0.4	0.7	13.0
	8:10 a.m.	94	22.3	0.0	0.0	12.8
	12:00 p.m.	60	23.0	0.0	0.3	18.0
	Efluente	46	21.6	0.4	1.6	7.8

3. Fósforo de ortofosfatos respecto al oxígeno molecular, de nitritos y de nitratos (muestras puntuales)





4. Resultados del muestreo general

Fecha	Día de operación	pH			SST (mg/L)		
		Influyente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluente	Influyente	Fin fase an{oxico-anaerobia	Efluente
02-Sep-05	61	8.37	7.79	8.14	92	126	102
06-Sep-05	65	7.94	-	8.1	144	-	116
09-Sep-05	68	7.85	-	7.73	64	-	160
10-Sep-05	69	7.83	-	7.79	260	-	164
15-Sep-05	74	8.13	8.11	7.79	104	240	212
16-Sep-05	75	7.97	8.21	7.93	184	192	152
20-Sep-05	79	8.05	7.6	7.45	380	368	496
21-Sep-05	80	8.43	7.98	7.53	224	516	460
27-Sep-05	86	7.45	7.1	7.88	116	156	148
28-Sep-05	87	7.97	8.16	7.88	344	176	148
04-Oct-05	93	7.88	7.64	7.48	100	144	112
05-Oct-05	94	8.24	8.1	7.95	224	164	148
13-Oct-05	102	8.24	8.02	8	64	144	132
14-Oct-05	103	8.19	7.9	8.01	68	112	136
19-Oct-05	108	8.14	8.08	8.1	308	216	168
20-Oct-05	109	7.51	7.36	7.33	308	224	228
26-Oct-05	115	8.01	7.78	7.8	132	152	144
28-Oct-05	117	7.76	7.63	7.49	60	152	136
04-Nov-05	125	8.06	7.56	7.51	80	384	152
05-Nov-05	126	7.72	7.56	7.42	116	368	140
11-Nov-05	132	8.12	7.75	7.65	140	380	196
15-Nov-05	136	-	-	-	-	-	-
16-Nov-05	137	-	-	-	200	596	296
23-Nov-05	144	7.96	7.72	7.71	244	352	208
24-Nov-05	145	7.98	7.6	7.66	284	392	204
30-Nov-05	151	8.18	7.78	7.92	192	480	312
01-Dic-05	152	8.18	8.02	8.02	436	404	264
09-Dic-05	160	8.23	8.01	8.04	120	348	216
13-Dic-05	164	7.91	7.81	7.95	104	306	244
14-Dic-05	165	-	-	-	464	516	322
15-Dic-05	166	8.18	7.91	7.94	102	404	228
20-Dic-05	171	7.80	7.76	7.74	676	636	640
21-Dic-05	172	7.58	7.65	7.48	-	-	-
27-Dic-05	178	7.29	7.32	7.32	300	408	352
04-Ene-06	186	7.08	7.14	7.3	308	324	292
05-Ene-06	187	7.03	7.01	7.11	264	292	268
10-Ene-06	192	7.69	7.55	7.33	352	220	428
11-Ene-06	193	7.61	7.73	7.5	456	232	376
26-Ene-06	208	7.65	7.53	7.34	560	120	420
01-Feb-06	214	8.10	7.73	7.78	128	168	232
02-Feb-06	215	8.34	7.8	7.89	176	84	176
14-Feb-06	227	8.16	7.93	7.84	172	72	248
16-Feb-06	229	8.08	7.99	7.8	128	184	148
24-Feb-06	237	8.33	7.96	7.91	156	304	360

Fecha	Día de operación	DQO _{sobrenadante} (mg/l)				N-NH ₄ (mg/L)		
		Influyente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluyente	Remoción, %	Influyente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluyente
02-Sep-05	61	178	80	64	64	14.1	0.8	0.5
06-Sep-05	65	160	-	10	94	11.9	-	0.5
09-Sep-05	68	101	-	24	76	7.8	-	0.5
10-Sep-05	69	132	-	41	69	5.8	-	0.5
15-Sep-05	74	197	71	43	78	6.6	9.9	0.5
16-Sep-05	75	237	55	45	81	10.1	5.8	0.5
20-Sep-05	79	146	34	94	35	10.4	1.5	0.5
21-Sep-05	80	104	43	36	65	9.1	1.0	0.5
27-Sep-05	86	115	10	10	91	20.6	5.4	1.0
28-Sep-05	87	-	-	-	-	15.5	4.2	0.5
04-Oct-05	93	158	32	23	86	22.3	5.2	0.5
05-Oct-05	94	211	42	35	83	21.0	4.9	0.5
13-Oct-05	102	170	32	48	72	21.6	16.6	5.6
14-Oct-05	103	268	35	38	86	15.2	2.5	0.5
19-Oct-05	108	139	13	10	93	20.6	3.4	0.5
20-Oct-05	109	227	10	10	96	15.8	4.1	0.5
26-Oct-05	115	162	64	16	90	23.0	13.7	7.7
28-Oct-05	117	241	47	16	94	21.2	13.6	10.0
04-Nov-05	125	220	90	94	57	18.4	7.7	7.7
05-Nov-05	126	227	68	53	77	17.9	15.4	11.6
11-Nov-05	132	268	73	124	54	26.2	21.3	20.0
15-Nov-05	136	340	97	44	87	-	-	-
16-Nov-05	137	239	129	88	63	20.9	23.5	13.6
23-Nov-05	144	185	113	77	59	18.1	14.0	11.9
24-Nov-05	145	153	157	57	63	24.2	17.2	16.3
30-Nov-05	151	263	317	63	76	28.3	23.5	21.2
01-Dic-05	152	263	101	71	73	27.1	24.8	23.9
09-Dic-05	160	288	95	139	52	25.1	22.5	19.8
13-Dic-05	164	203	67	51	75	-	-	-
14-Dic-05	165	201	102	75	62	21.4	15.7	13.2
15-Dic-05	166	291	154	67	77	24.8	21.4	18.5
20-Dic-05	171	135	73	87	36	12.1	6.7	2.4
21-Dic-05	172	73	70	57	22	11.4	4.9	0.8
27-Dic-05	178	92	74	72	21	6.7	1.6	0.5
04-Ene-06	186	248	47	59	76	5.3	1.71	0.5
05-Ene-06	187	305	118	54	82	7.6	1.7	0.5
10-Ene-06	192	184	26	24	87	21.2	8.7	3.2
11-Ene-06	193	196	70	11	94	22.9	11.1	6.0
26-Ene-06	208	131	121	75	42	24.2	15.1	7.7
01-Feb-06	214	223	70	43	81	22.6	14.2	8.1
02-Feb-06	215	306	86	97	68	27.1	12.2	10.3
14-Feb-06	227	250	79	56	78	25.4	19.7	20.1
16-Feb-06	229	297	149	121	59	25.4	22.3	20.9
24-Feb-06	237	254	140	77	70	23.6	23.3	21.7

Fecha toma de muestra	Día de operación	N-NO ₂ (mg/L)			N-NO ₃ (mg/L)		
		Influyente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluente	Influyente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluente
13-oct-05	102	0.7	0.0	0.4	1.3	12.8	8.1
14-oct-05	103	0.0	0.4	0.0	0.2	4.8	12.6
19-oct-05	108	0.0	0.5	0.0	0.9	5.9	17.3
20-oct-05	109	0.0	0.5	0.0	0.0	2.8	13.8
26-oct-05	115	0.0	0.1	0.7	0.9	0.6	13.7
28-oct-05	117	0.0	0.2	0.8	0.2	0.5	11.7
04-nov-05	125	0.0	0.2	0.8	0.2	0.3	2.4
05-nov-05	126	0.0	0.1	0.7	0.4	0.6	2.4
11-nov-05	132	0.0	0.2	0.7	0.0	0.1	0.1
15-nov-05	136	-	-	-	-	-	-
16-nov-05	137	0.0	0.1	0.6	0.4	0.4	1.1
23-nov-05	144	0.0	0.2	0.8	3.1	0.4	5.2
24-nov-05	145	0.0	0.2	0.7	0.7	0.4	2.0
30-nov-05	151	0.0	0.0	0.6	0.4	0.5	1.2
01-dic-05	152	0.0	0.1	0.7	0.9	0.6	1.7
09-dic-05	160	0.0	0.1	0.7	0.6	0.6	1.4
13-dic-05	164	0.0	0.1	0.8	0.1	0.0	4.8
14-dic-05	165	0.0	0.1	0.8	0.0	0.2	2.2
15-dic-05	166	0.0	0.1	0.8	0.4	0.3	1.6
20-dic-05	171	0.0	0.3	0.8	0.0	0.5	9.8
21-dic-05	172	0.2	0.4	0.7	0.4	2.9	15.8
27-dic-05	178	0.0	0.5	0.1	0.0	1.3	7.7
04-ene-06	186	0.7	0.5	0.0	0.9	0.9	5.5
05-ene-06	187	0.1	0.3	0.0	0.3	0.6	4.9
10-ene-06	192	0.0	0.2	0.7	0.1	1.9	13.9
11-ene-06	193	0.0	0.3	0.7	0.0	1.2	13.2
26-ene-06	208	0.0	0.3	0.8	0.6	1.8	16.4
01-feb-06	214	0.0	0.1	0.7	0.5	0.4	13.7
02-feb-06	215	0.0	0.1	0.7	0.0	0.2	12.9
14-feb-06	227	0.0	0.4	0.6	0.4	0.3	1.3
16-feb-06	229	0.0	0.0	0.5	0.5	0.4	1.5
24-feb-06	237	0.2	0.0	0.3	0.5	0.5	1.1

Fecha	Día de operación	P-PO ₄ (mg/L)				T (°C)	CO sobrenadante (gDQO/m ² ·d)	Carga de NH ₄ en fase aerobia, gN-NH ₄ /m ² ·d
		Influyente	Fin fase anóxico-anaerobia	Efluyente	Remoción (%)			
02-sep-05	61	7.8	9.4	7.0	9	21	1.66	0.02
06-sep-05	65	9.6	-	6.8	29	22	1.49	-
09-sep-05	68	6.6	-	8.3	-	21	0.94	-
10-sep-05	69	8.5	-	7.4	13	21	1.23	-
15-sep-05	74	11.0	12.1	9.7	11	20	1.83	0.30
16-sep-05	75	9.3	8.1	7.0	25	20	2.20	0.18
20-sep-05	79	11.4	13.1	10.5	8	20	1.36	0.05
21-sep-05	80	8.9	10.4	9.7	-	20	0.97	0.03
27-sep-05	86	12.9	8.3	7.4	43	18	1.07	0.16
28-sep-05	87	11.5	9.2	8.4	27	19	-	0.13
04-oct-05	93	14.1	10.3	7.9	44	19	1.10	0.16
05-oct-05	94	11.0	9.1	8.7	21	19	1.47	0.15
13-oct-05	102	5.7	5.8	6.0	-	18	1.19	0.50
14-oct-05	103	9.6	6.5	6.2	35	18	1.87	0.08
19-oct-05	108	11.4	7.9	7.4	36	18	2.17	0.12
20-oct-05	109	10.9	8.1	7.7	29	18	3.54	0.15
26-oct-05	115	14.1	12.3	8.3	41	17	2.52	0.48
28-oct-05	117	11.6	12.6	7.7	33	18	3.76	0.50
04-nov-05	125	10.9	14.7	9.0	17	17	3.44	0.28
05-nov-05	126	10.6	18.0	8.5	20	17	3.54	0.56
11-nov-05	132	14.8	22.7	8.9	40	18	4.17	0.78
15-nov-05	136	13.4	18.9	5.3	60	18	5.30	-
16-nov-05	137	10.9	20.6	9.2	16	18	3.73	0.86
23-nov-05	144	10.6	11.1	1.2	88	17	2.88	0.51
24-nov-05	145	12.7	18.8	7.9	37	17	2.38	0.63
30-nov-05	151	15.3	27.4	13.1	15	17	4.09	0.86
01-dic-05	152	16.5	32.7	13.3	19	17	4.09	0.91
09-dic-05	160	14.4	18.8	2.5	83	18	4.50	0.82
13-dic-05	164	9.6	11.6	1.6	83	17	3.17	-
14-dic-05	165	16.6	20.3	7.0	58	18	3.13	0.57
15-dic-05	166	16.2	30.6	13.5	17	17	4.54	0.78
20-dic-05	171	15.1	9.6	5.5	63	-	2.11	0.24
21-dic-05	172	14.4	8.9	8.4	42	17	1.14	0.18
27-dic-05	178	10.0	8.2	7.5	25	-	1.43	0.06
04-ene-06	186	9.4	8.0	7.4	21	-	3.87	0.06
05-ene-06	187	10.1	10.2	7.8	23	-	4.76	0.06
10-ene-06	192	12.4	10.1	9.9	21	15	2.86	0.32
11-ene-06	193	13.5	11.7	10.0	26	15	3.05	0.41
26-ene-06	208	11.4	8.6	6.8	40	16	2.04	0.55
01-feb-06	214	11.9	16.5	9.1	23	19	3.47	0.52
02-feb-06	215	13.8	12.6	10.2	26	19	4.77	0.44
14-feb-06	227	14.6	23.8	13.6	7	19	3.90	0.72
16-feb-06	229	17.1	21.0	14.7	14	19	4.63	0.81
24-feb-06	237	14.9	19.1	10.6	28	19	3.96	0.85

Fecha	Día de operación	Tasa consumo de amonio (g N-NH ₄ /m ² -d)	Carga de P-PO ₄	Tasa de remoción específica de DQO sobrenadante (gDQO/m ² -d)
02-sep-05	61	0.01	0.072	1.06
06-sep-05	65	-	0.089	1.39
09-sep-05	68	-	0.062	0.72
10-sep-05	69	-	0.079	0.85
15-sep-05	74	0.28	0.102	1.43
16-sep-05	75	0.16	0.087	1.78
20-sep-05	79	0.03	0.106	0.48
21-sep-05	80	0.01	0.082	0.63
27-sep-05	86	0.13	0.120	0.98
28-sep-05	87	0.11	0.107	-
04-oct-05	93	0.14	0.131	0.94
05-oct-05	94	0.13	0.102	1.23
13-oct-05	102	0.33	0.053	0.85
14-oct-05	103	0.06	0.089	1.60
19-oct-05	108	0.10	0.178	2.01
20-oct-05	109	0.13	0.170	3.38
26-oct-05	115	0.21	0.219	2.28
28-oct-05	117	0.13	0.181	3.52
04-nov-05	125	0.00	0.170	1.97
05-nov-05	126	0.14	0.165	2.71
11-nov-05	132	0.05	0.231	2.24
15-nov-05	136	-	0.209	4.60
16-nov-05	137	0.36	0.170	2.36
23-nov-05	144	0.08	0.165	1.69
24-nov-05	145	0.03	0.197	1.49
30-nov-05	151	0.09	0.238	3.10
01-dic-05	152	0.03	0.257	2.98
09-dic-05	160	0.10	0.225	2.33
13-dic-05	164	-	0.149	2.37
14-dic-05	165	0.09	0.259	1.96
15-dic-05	166	0.11	0.252	3.49
20-dic-05	171	0.16	0.235	0.75
21-dic-05	172	0.15	0.225	0.25
27-dic-05	178	0.04	0.156	0.31
04-ene-06	186	0.04	0.147	2.94
05-ene-06	187	0.04	0.158	3.92
10-ene-06	192	0.20	0.194	2.49
11-ene-06	193	0.19	0.210	2.88
26-ene-06	208	0.27	0.177	0.86
01-feb-06	214	0.22	0.185	2.80
02-feb-06	215	0.07	0.216	3.26
14-feb-06	227	-	0.227	3.02
16-feb-06	229	0.05	0.266	2.74
24-feb-06	237	0.06	0.232	2.76