



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA  
AMBIENTAL – AGUA

REMOCIÓN DE NITRÓGENO EN REACTORES CON BIOMASA INMOVILIZADA  
IMPLEMENTANDO ZONAS AEROBIA Y ANÓXICA

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

PRESENTA:  
I.Q. ELIZABETH HERNÁNDEZ SANTIAGO

TUTOR PRINCIPAL  
Dra. Petia Mijaylova Nacheva, Instituto Mexicano de Tecnología del Agua  
COMITÉ TUTOR  
Dra. Gabriela Eleonora Moeller Chávez, Instituto Mexicano de Tecnología del Agua  
Dr. Oscar González Barceló, Instituto de Ingeniería

MÉXICO, D. F. ENERO 2014

**JURADO ASIGNADO:**

PRESIDENTE: Dra. Gabriela Eleonora Moeller Chávez

SECRETARIO: M.I. Ma. Rafaela Gutiérrez Lara

VOCAL: Dra. Petia Mijaylova Nacheva

1<sup>er</sup> SUPLENTE: Dr. Oscar González Barceló

2<sup>do</sup> SUPLENTE: Dr. Iván Moreno Andrade

LA TESIS FUE REALIZADA EN LA FACULTAD DE INGENIERÍA, CAMPUS MORELOS  
EN EL INSTITUTO MEXICANO DE TECNOLOGÍA DEL AGUA.

TUTOR DE TESIS:

**DRA. PETIA MIJAYLOVA NACHEVA**

-----

**FIRMA**

## AGRADECIMIENTOS

- ❖ A **DIOS** por permitirme concluir satisfactoriamente este posgrado y así poder superarme en mi vida profesional. Gracias señor por todas las bendiciones y todos esos ángeles que pones en mi vida.
- ❖ A mi hija Vania que es la luz de mi vida, mis padres Margarito, Lidia y Hermelinda, mis hermanas Enyi y Tere por todo su amor, su apoyo, su comprensión. No tengo como agradecer todo lo que me brindan.
- ❖ A **CONACYT** por otorgarme los recursos para poder realizar mis estudios de maestría.
- ❖ A la **Universidad Nacional Autónoma de México** y al **Instituto Mexicano de Tecnología del Agua** por brindarme todo el apoyo y facilidades para mi formación académica y para la realización de mi proyecto de investigación de tesis.
- ❖ A mi tutora la **Dra. Petia Mijaylova Nacheva** por compartirme sus conocimientos, experiencia, por su tiempo, su apoyo incondicional, comprensión, confianza y cariño. Principalmente muchas gracias por ser ese gran ser humano con un enorme corazón, Dios la bendiga siempre.
- ❖ A la **M.I. Beatriz Peña Loera** por todo su tiempo, apoyo incondicional, por compartir sus conocimiento, dedicación y especialmente por esa gran amistad que me brindaste.
- ❖ A la **Dra. Gabriela Moeller, Dr. Oscar González, Dr. Iván Moreno** y a la **M.I. Ma. Rafaela Gutiérrez** por compartir sus conocimientos y por todo su apoyo para el desarrollo de mi trabajo de investigación de tesis y mi formación académica.
- ❖ A mis compañeras de la maestría **Moni, Maribel y Shirley** por su apoyo en todo este tiempo que compartimos juntas, me llevo lindos recuerdos y una gran amistad.
- ❖ A mis amigos Eloy, Claudia y Edher por todo su cariño, apoyo y comprensión y especialmente por su gran amistad de toda la vida.
- ❖ Finalmente gracias a todas aquellas personas que de una u otra forma me brindaron su apoyo y tiempo para poder realizar este importante proyecto en mi vida.

## RESUMEN

En el presente trabajo de investigación se operaron a escala real tres reactores biológicos con lecho sumergido utilizando una cinta de polietileno como medio de empaque a escala real. La investigación parte de un reactor llamado BIOSTAR (Mijaylova y Moeller, 2010), el cual fue implementado para el tratamiento de aguas residuales de varias instituciones y escuelas en Morelos, México DF y otras localidades del país. Para aumentar la capacidad de remoción de nitrógeno de este se propone implementar zonas anóxicas con biomasa inmovilizada ubicadas en dos diferentes formas dentro del reactor.

El primer reactor que en este estudio se denominará R1 solo cuenta con la zona aerobia en la parte central del reactor, el cual tiene un volumen de  $0.71 \text{ m}^3$  y un área específica de empaque de  $1070 \text{ m}^2$  para los tres reactores. El segundo reactor R2 tiene una zona aerobia en la parte central del reactor y debajo de esta la zona anóxica, con un volumen de  $0.55 \text{ m}^3$  en cada zona. El reactor R3 tiene la zona aerobia en la parte central y la zona anóxica en la periferia del reactor, con un volumen de  $0.71 \text{ m}^3$  y de  $0.67 \text{ m}^3$ , respectivamente. Los reactores se instalaron en una PTAR del municipio de Jiutepec Morelos. Los tres reactores se operaron bajo las mismas condiciones de influente, aireación, condiciones ambientales y recirculación, la única diferencia entre los reactores fue la configuración.

Para evaluar el desempeño de los reactores se midieron los parámetros DQO, DBO,  $\text{N-NH}_4^+$ , NTK,  $\text{N-NO}_2^-$ ,  $\text{N-NO}_3^-$ , PT, SST, SSV, alcalinidad, temperatura, pH y OD. Para la caracterización de la biomasa se determinó la cantidad de biomasa medida como SST y SSV, se cuantificaron las bacterias nitrificantes y desnitrificantes, se midió el espesor de la biopelícula y se determinó el TRS.

Los reactores se operaron durante un total de 236 días, la etapa de evaluación fue del día 130 al 236 operando con una COV de  $16.2 \pm 3.0 \text{ kgDQO} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$  y una COS de  $15.1 \pm 2.8 \text{ gDQO} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{d}^{-1}$  para los reactores R1 y R3, así como una COV de  $20.9 \pm 3.8 \text{ kgDQO} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$  y una COS de  $19.4 \pm 3.6 \text{ gDQO} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{d}^{-1}$  para el reactor R2 y un TRH de 1h en la zona aerobia para R1 y R3 y de 0.8h para R2, en la zona anóxica 0.8h para R2 y 1.2h para R3.

Durante el periodo de evaluación el reactor R1 logró una remoción de  $\text{DBO}_5$  promedio del 90%, del 84% para DQO, 71% para el  $\text{N-NH}_4^+$ , del 64% para el NT, del 39% para PT, del 90% para SST y del 90% para SSV. Para el reactor R2 del 92% para  $\text{DBO}_5$ , del 86% para DQO, del 77% para el  $\text{N-NH}_4^+$ , del 73% para NT, del 45% para PT, del 94% para SST y del 93% para SSV. Para el reactor R3 una remoción promedio del 94 % para  $\text{DBO}_5$ , del 88% para DQO, del 88% para el  $\text{N-NH}_4^+$ , del 82% para el NT, del 49% para PT, del 94% para SST y del 93% para SSV.

Con base en los resultados obtenidos se concluye que el reactor R3 fue la configuración con la cual se obtuvieron los mejores resultados para la remoción de materia orgánica y nutrientes. Logrando concentraciones en el efluente de  $62 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  de DQO,  $18 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  de  $\text{DBO}_5$ ,  $8.4 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  para NT,  $5.4 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  para PT,  $11 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  para SST y de  $6 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  para SSV. Las cuales cumplen con los límites permitidos en la normatividad mexicana.

## ABSTRAC

The performance of three submerged packing bed bioreactors of high density polyethylene strips at full scale were studied for domestic wastewater treatment. Three different configurations, with immobilized biomass, combining aerobic and anoxic zones were used to improve the total nitrogen removal. Each reactor it is integrated of two tanks, one inside the other. The packed specific area of each zone (aerobic or anoxic) was  $1070 \text{ m}^2$ . The first reactor (R1) only has an aerobic zone with volume of  $0.71 \text{ m}^3$ . The second reactor (R2) contains two zones in the central tank, aerobic to the top and anoxic to the bottom, with a volume of  $0.55 \text{ m}^3$ , each zone. The reactor R3 has the aerobic zone in the central tank (similar to R1), and the anoxic zone at the periphery of tank with a volume of  $0.71 \text{ m}^3$  and  $0.67 \text{ m}^3$ , respectively. The reactors were located in a WWTP at Jiutepec, Morelos, Mexico. Each reactor was operated under the same conditions of wastewater (inlet), aeration, recirculation and environmental. To evaluate the performance of all reactors, COD,  $\text{BOD}_5$ ,  $\text{N-NH}_4^+$ , TKN,  $\text{N-NO}_2^-$ ,  $\text{N-NO}_3^-$ , TP, TSS, VSS, alkalinity, temperature, pH and DO were measured. The biomass was measured as TSS and VSS. Nitrifying and denitrifying bacteria were quantified, the thickness of the biofilm was measured and SRT were determined. The reactors were stabilized during a period of 106 days, after this, during the evaluation stage (130 days), organic load of R1 and R3 was  $15.1 \pm 2.8 \text{ gDQO} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{d}^{-1}$  and  $19.4 \pm 3.6 \text{ gDQO} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{d}^{-1}$  for R2. The HRT was 1 h in the aerobic zone for R1 and R3 and 0.8 h for R2. HRT was of 0.8 h in the anoxic zone for R2 and of 1.2 h for R3. Overall average removal efficiencies were: at R1  $\text{BOD}_5$  of 90 %, COD 84%,  $\text{N-NH}_4^+$  71 %, TN 64%, TP 39%, TSS 90% and VSS 90%. The reactor R2 achieved an overall average  $\text{BOD}_5$  removal of 92%, COD 86%,  $\text{N-NH}_4^+$  77%, TN 73%, TP 45%, TSS 94% and VSS 93%. The reactor R3 achieved an overall average  $\text{BOD}_5$  removal of 94%, COD 88%,  $\text{N-NH}_4^+$  88%, TN 82%, TP 49%, TSS 94% and VSS 93%. R3 concentrations (the best results obtained) were: COD  $62 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ ,  $\text{BOD}_5$   $18 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , TN  $8.4 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , TP  $5.4 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , SST  $11 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  and SSV  $6 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ . It was concluded that R3 configuration obtained the best removal of organic matter and nutrients due to the combined use of aerobic and anoxic zones, under this arrangement. With this treatment system can be complied the Mexican regulations.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN.....	i
NOMENCLATURA.....	xi
Justificación .....	12
CAPÍTULO 1 OBJETIVOS .....	13
1.1 Objetivo general.....	13
1.2 Objetivos específicos.....	13
1.3 Alcances .....	14
CAPÍTULO 2 FUNDAMENTOS TEÓRICOS .....	15
2.1 Remoción de nitrógeno.....	15
2.2 Nitrificación .....	18
2.2.1 Microbiología de la nitrificación .....	18
2.2.2 Estequiometría del proceso de nitrificación .....	18
2.2.3 Cinética .....	20
2.3 Factores que afectan el proceso de nitrificación.....	21
2.3.1 Efecto de la temperatura .....	21
2.3.2 Efecto de la concentración de oxígeno disuelto .....	22
2.3.3 Efecto del pH y de la alcalinidad .....	23
2.3.4 Efecto de la materia orgánica.....	23
2.3.5 Compuestos tóxicos que inhiben la nitrificación .....	24
2.4 Desnitrificación biológica .....	25
2.4.1 Estequiometría .....	26
2.4.2 Cinética .....	27
2.5 Factores que afectan al proceso de desnitrificación .....	28
2.5.1 Efectos del oxígeno disuelto.....	28
2.5.2 Efectos del pH .....	28
2.5.3 Alcalinidad .....	28
2.6 Biopelículas .....	29
2.6.1 Proceso de formación de la biopelícula.....	29
2.6.1.1 Acondicionamiento de la superficie de adherencia.....	30
2.6.1.2 Transporte de microorganismos a la superficie .....	31
2.6.1.3 Fijación microbiana y el crecimiento de los microorganismos .....	31

2.6.1.4	Transporte del sustrato a través del medio líquido externo y a través de la matriz de la biopelícula.....	32
2.6.1.5	Reacción biológica en el interior de la biopelícula .....	33
2.6.1.6	Transferencia de masa de los productos resultantes de las reacciones biológicas dentro de la biopelícula a la fase líquida .....	34
2.6.1.7	Desprendimiento de la biopelícula por la erosión y abrasión.....	35
2.6.2	Tipos de biopelícula.....	35
2.6.2.1	Modelo de canal de agua .....	35
2.6.2.2	Modelo del mosaico heterogéneo.....	36
2.6.2.3	Modelo de película densa.....	37
2.6.3	Características de las biopelículas .....	38
2.6.3.1	Composición de las biopelículas .....	38
2.6.3.2	Propiedades físicas .....	38
2.6.3.3	Propiedades químicas .....	41
2.7	Tratamiento biológico en sistemas de biomasa adherida.....	42
2.7.1	Filtros percoladores .....	42
2.7.2	<i>Biodiscos</i> .....	45
2.7.3	<i>Biofiltros aireados de lecho sumergido</i> .....	46
2.7.3.1	Aspectos importantes de estos sistemas.....	49
2.7.4	<i>Biofiltros de lecho móvil (MBBR)</i> .....	51
2.7.5	<i>Comparación de la remoción de nitrógeno obtenida entre diferentes sistemas</i> .....	52
2.8	Casos de estudio sobre la remoción de nitrógeno y materia orgánica con sistemas de biomasa adherida .....	52
<b>CAPÍTULO 3 METODOLOGÍA.....</b>		<b>56</b>
3.1	Sistema experimental .....	56
3.1.1	Descripción del reactor BIOSTAR .....	56
3.1.2	Descripción del reactor con zona anóxica debajo de la aerobia.....	59
3.1.3	Descripción del reactor con zona anóxica periférica .....	61
3.1.4	Medio de soporte.....	65
3.2	Diagrama de flujo de la metodología .....	66
3.2.1	Fuente de carbono para las bacterias desnitrificantes .....	67
3.3	Parámetros de operación y etapas del experimento.....	67
3.4	Evaluación del sistema .....	68
3.5	Métodos analíticos.....	69

<b>CAPÍTULO 4</b>	<b>RESULTADOS</b>	<b>71</b>
4.1	Implementación de las técnicas para la caracterización de la biopelícula	71
4.1.1	Cuantificación de bacterias nitrificantes y desnitrificantes	71
4.1.2	Cuantificación de la biomasa en el soporte	74
4.2	Caracterización del agua residual	74
4.3	Desarrollo, aclimatación de la biomasa y estabilización del proceso en los tres sistemas experimentales	76
4.3.1	Remoción de materia orgánica medida como DQO	76
4.3.2	Remoción de materia orgánica medida como DBO	82
4.3.3	Variación de las cargas orgánicas	88
4.3.4	Remoción de nitrógeno total Kjeldalh	90
4.3.5	Remoción de nitrógeno amoniacal	97
4.3.6	Remoción de nitrógeno orgánico	103
4.3.7	Nitritos, nitratos y alcalinidad	109
4.3.8	Remoción de nitrógeno total	118
4.3.9	Remoción de solidos suspendidos totales	124
4.3.10	Remoción de solidos suspendidos volátiles	127
4.3.11	Remoción de fósforo total	130
4.3.12	Parámetros de campo temperatura, pH y OD	136
4.4	Caracterización de la biopelícula	139
4.4.1	Cantidad de la biomasa medida como SV y ST	140
4.4.2	Cuantificación de bacterias oxidantes de amonio, bacterias oxidantes de nitritos y bacterias desnitrificantes	142
4.4.3	Espesor de la biopelícula a través del microscopio Olympus BX60	143
4.4.4	Tiempo de retención de sólidos	150
<b>CAPÍTULO 5</b>	<b> conclusiones y recomendaciones</b>	<b>152</b>
5.1	Recomendaciones	153
<b>CAPÍTULO 6</b>	<b>Referencias bibliográficas</b>	<b>154</b>
<b>ANEXOS</b>		<b>159</b>
1.	Análisis de varianza	159
2	Determinación de la biomasa en el reactor	161
3.	Cuantificación de bacterias oxidantes de amonio (BOA) y bacterias oxidantes de nitrito (BON)	162
4.	Cuantificación de bacterias desnitrificantes	164

---

5. Técnica para la medición del espesor de la biopelícula en el microscopio Olympus BX60 .....	167
--	-----

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2.1 Formas más comunes de nitrógeno en el agua residual, (US, EPA, 2010). .15

Tabla 2.2 Parámetros de diseño para sistemas de nitrificación, (EPA, 1993). .....20

Tabla 2.3 Velocidades de crecimiento máximas para Nitrosomonas, (EPA, 1993). .....22

Tabla 2.4 Compuestos orgánicos que inhiben la nitrificación, (EPA, 1993 y Metcalf & Eddy, 2003). .....24

Tabla 2.5 Ventajas y desventajas de los filtros percoladores, (Lessard y Bihan, 2003).  
.....43

Tabla 2.6 Características típicas de los diferentes tipos de filtros percoladores, (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005). .....44

Tabla 2.7 Ventajas y desventajas de los biodiscos, (Lessard y Bihan, 2003). .....46

Tabla 2.8 Ventajas y desventajas de los biofiltros aireados con lecho sumergido, (Metcalf y Eddy, 2003). .....49

Tabla 2.9 Rangos de remoción de nitrógeno para diferentes sistemas de tratamiento, (US, EPA, 2002) .....52

Tabla 2.10 Casos de estudio sobre remoción de nitrógeno. ....53

Tabla 3.1 Parámetros de operación y etapas del sistema experimental. ....67

Tabla 3.2 Parámetros físico-químicos, puntos y frecuencia de muestreo. ....68

Tabla 3.3 Parámetros para la caracterización de la biomasa. ....69

Tabla 3.4 Técnicas de análisis de los parámetros. ....69

Tabla 4.1. Cantidad de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes durante la implementación de la técnica. ....73

Tabla 4.2. Cantidad de la biomasa determinada usando diferentes concentraciones del metanol. ....74

Tabla 4.3. Características del agua residual. ....75

Tabla 4.4. Valores de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....81

Tabla 4.5. Valores de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ....81

Tabla 4.6. Cantidad de DQO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....81

Tabla 4.7. Cantidad de DQO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....82

Tabla 4.8. Valores de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....87

Tabla 4.9. Valores de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ....87

Tabla 4.10. Cantidad de DBO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....	87
Tabla 4.11. Cantidad de DBO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....	87
Tabla 4.12. Cargas orgánicas aplicadas en los diferentes períodos experimentales. ..	89
Tabla 4.13. Cargas de NTK aplicadas en los diferentes períodos experimentales. ....	93
Tabla 4.14. Concentraciones de NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....	96
Tabla 4.15. Concentraciones de NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ....	96
Tabla 4.16. Cantidad removida de NTK y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....	96
Tabla 4.17. Cantidad removida de NTK y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....	96
Tabla 4.18. Cargas de N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> aplicadas en los diferentes períodos experimentales. .	99
Tabla 4.19. Concentraciones de N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....	102
Tabla 4.20. Concentraciones de N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ....	102
Tabla 4.21. Cantidad removida de N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....	102
Tabla 4.22. Cantidad removida de N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....	103
Tabla 4.23. Concentraciones de Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....	108
Tabla 4.24. Concentraciones de Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ....	108
Tabla 4.25. Cantidad removida de Norg y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....	108
Tabla 4.26. Cantidad removida de Norg y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....	108
Tabla 4.27. Concentraciones de Nitritos mg·L <sup>-1</sup> en los diferentes puntos de muestreo de los reactores R2 y R3. ....	113
Tabla 4.28. Concentraciones de nitratos mg·L <sup>-1</sup> en los diferentes puntos de muestreo de los reactores R2 y R3. ....	114

Tabla 4.29. Cantidades de nitritos y nitratos formadas y removidas por zona en los reactores R2 y R3.....	114
Tabla 4.30. Promedios de las alcalinidades totales determinadas en el influente y efluente del reactor R1.....	117
Tabla 4.31. Promedios de las alcalinidades totales determinadas en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.....	117
Tabla 4.32. Promedios de las alcalinidades totales determinadas en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.....	117
Tabla 4.33. Concentraciones de NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....	123
Tabla 4.34. Concentraciones de NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ....	123
Tabla 4.35. Cantidad removida de NT y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....	123
Tabla 4.36. Cantidad removida de NT y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....	124
Tabla 4.37. Concentraciones del PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2. ....	135
Tabla 4.38. Valores de la PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3. ..	135
Tabla 4.39. Cantidad de PT removida y porcentaje de contribución de cada zona del R2. ....	135
Tabla 4.40. Cantidad de PT removida y porcentaje de contribución de cada zona del R3. ....	135
Tabla 4.41 Promedios de la cantidad de biomasa en el reactor R1.....	140
Tabla 4.42 Promedios de la cantidad de biomasa en el reactor R2.....	141
Tabla 4.43 Promedios de la cantidad de biomasa en la zona aerobia del reactor R3.	141
Tabla 4.44 Promedios de la cantidad de biomasa en la zona anóxica del reactor R3. ....	142
Tabla 4.45. Resultados de la cuantificación de bacterias nitrificantes .....	142
Tabla 4.46. Resultados de la cuantificación de bacterias desnitrificantes en la zona anóxica del reactor R3.....	143
Tabla 4.47. Resultados de la medición del espesor de la biopelícula en los tres reactores.....	144
Tabla 4.48. Resultados promedio del tiempo de retención de sólidos.....	151

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 2.1 Ciclo del nitrógeno, (Guía de biología, 2000).....	17
Figura 2.2 Relación DQO/N y velocidad de nitrificación, (Carrera, 2001).....	24
Figura 2.3 Etapas de la formación de la biopelícula (González et al, 2008). ....	30
Figura 2.4 Acondicionamiento de la superficie (Vargas, 2004).....	31
Figura 2.5 Transporte y fijación de microorganismos a la superficie (Vargas, 2004)....	32
Figura 2.6 Formación de la matriz e incremento de la biomasa (Vargas, 2004). ....	33
Figura 2.7 Diagrama de una biopelícula (Lessard, 2003). ....	34
Figura 2.8 Estructura de una biopelícula que se forma en los procesos de remoción de nitrógeno (Gutiérrez, 2009).....	34
Figura 2.9 Modelos de canal de agua (Gálvez, 2001). ....	36
Figura 2.10 Modelos de mosaico heterogéneo (Gálvez, 2001). ....	36
Figura 2.11 Modelo de película densa (Gálvez, 2001). ....	37
Figura 2.12 Filtro percolador (Ramalho, 1996). ....	42
Figura 2.13 Biopelícula de un filtro percolador (Ramalho, 1996).....	43
Figura 2.14 Esquema de un biodisco (Fuente: Ramalho, 1996).....	45
Figura 2.15 Biofiltro aireado con lecho sumergido y flujo descendente (Lessard y Bihan, 2003).....	47
Figura 2.16 Biofiltro aireado con lecho sumergido y flujo ascendente (Lessard y Bihan, 2003).....	48
Figura 3.1 Esquema del reactor BIOSTAR (reactor R1).....	57
Figura 3.2 Imagen de la parte superior del reactor R1 instalado en la PTAR.....	58
Figura 3.3 Imagen de la parte lateral derecha del reactor R1.....	58
Figura 3.4 Esquema de la primera propuesta (reactor R2).....	59
Figura 3.5 Fotografía lateral izquierda del reactor R2 instalado en la PTAR. ....	60
Figura 3.6 Fotografía de la parte superior del reactor R2. ....	61
Figura 3.7 Esquema de la segunda propuesta (reactor R3). ....	62
Figura 3.8 Fotografía lateral derecha del reactor R3. ....	63
Figura 3.9 Fotografía de la parte lateral izquierda del reactor R3.....	64
Figura 3.10 Fotografía del lecho de secado de lodos. ....	64
Figura 3.11 Fotografía de la cinta y el empaque utilizado en los reactores. ....	65

Figura 4.1 Sistema experimental utilizado para observar el desarrollo de la biopelícula y para la implementación de técnicas de su caracterización. ....	71
Figura 4.2 Biopelícula desarrollada sobre el medio de soporte del sistema experimental. ....	72
Figura 4.3. Diagrama del procedimiento utilizado para la cuantificación de las bacterias nitrificantes. ....	72
Figura 4.4. Diagrama del procedimiento utilizado para la cuantificación de las bacterias desnitrificantes. ....	73
Figura 4.5. Variación de la DQO en el influente y efluente del reactor R1. ....	77
Figura 4.6. Variación de la DQO en el influente y efluente del reactor R2. ....	78
Figura 4.7. Variación de la DQO en el influente y efluente del reactor R3. ....	78
Figura 4.8. Remociones de materia orgánica medida como DQO para los 3 reactores del sistema experimental. ....	79
Figura 4.9. Variación de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	80
Figura 4.10. Variación de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	80
Figura 4.11. Variación de la DBO en el influente y efluente del reactor R1. ....	83
Figura 4.12. Variación de la DBO en el influente y efluente del reactor R2. ....	84
Figura 4.13. Variación de la DBO en el influente y efluente del reactor R3. ....	84
Figura 4.14. Remoción de materia orgánica medida como DBO para los tres reactores experimentales. ....	85
Figura 4.15. Variación de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	86
Figura 4.16. Variación de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	86
Figura 4.17. Variación de la carga orgánica volumétrica aplicada a cada uno de los tres reactores del sistema experimental. ....	90
Figura 4.18. Variación de la carga orgánica superficial aplicada a los tres reactores del sistema experimental. ....	90

Figura 4.19. Variación de las concentraciones del NTK en el influente y efluente del reactor R1.....	91
Figura 4.20. Variación de las concentraciones del NTK en el influente y efluente del reactor R2.....	92
Figura 4.21. Variación de las concentraciones del NTK en el influente y efluente del reactor R3.....	92
Figura 4.22. Remoción del NTK en los reactores R1, R2 y R3.....	94
Figura 4.23. Variación de la concentración del NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.....	95
Figura 4.24. Variación de la concentración del NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.....	95
Figura 4.25. Variación de las concentraciones del $N-NH_4^+$ en el influente y efluente del reactor R1.....	98
Figura 4.26. Variación de las concentraciones del $N-NH_4^+$ en el influente y efluente del reactor R2.....	98
Figura 4.27. Variación de las concentraciones del $N-NH_4^+$ en el influente y efluente del reactor R3.....	99
Figura 4.28. Remoción del $N-NH_4^+$ en los reactores R1, R2 y R3.....	100
Figura 4.29. Variación de la concentración del $N-NH_4^+$ en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.....	101
Figura 4.30. Variación de la concentración del $N-NH_4^+$ en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.....	101
Figura 4.31. Variación de las concentraciones del Norg en el influente y efluente del reactor R1.....	104
Figura 4.32. Variación de las concentraciones del Norg en el influente y efluente del reactor R2.....	104
Figura 4.33. Variación de las concentraciones del Norg en el influente y efluente del reactor R3.....	105
Figura 4.34. Remoción del Norg en los reactores R1, R2 y R3.....	106

Figura 4.35. Variación de la concentración del Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	107
Figura 4.36. Variación de la concentración del Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	107
Figura 4.37. Concentración de nitritos en el efluente de los reactores R1, R2 y R3. ....	111
Figura 4.38. Concentración de nitratos en el efluente de los reactores R1, R2 y R3. ....	111
Figura 4.39. Variación de la concentración de los nitritos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	112
Figura 4.40. Variación de la concentración de los nitritos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	112
Figura 4.41. Variación de la concentración de los nitratos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	113
Figura 4.42. Variación de la concentración de los nitratos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	113
Figura 4.43. Variación de las alcalinidades en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3. ....	115
Figura 4.44. Variación de las alcalinidades en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	116
Figura 4.45. Variación de las alcalinidades en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	116
Figura 4.46. Variación de las concentraciones del NT en el influente y efluente del reactor R1. ....	119
Figura 4.47. Variación de las concentraciones del NT en el influente y efluente del reactor R2. ....	119
Figura 4.48. Variación de las concentraciones del NT en el influente y efluente del reactor R3. ....	120
Figura 4.49. Remoción del NT en los reactores R1, R2 y R3. ....	121

Figura 4.50. Variación de la concentración del NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	122
Figura 4.51. Variación de la concentración del NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	122
Figura 4.52. Variación de las concentraciones de SST en el influente y efluente del reactor R1. ....	125
Figura 4.53. Variación de las concentraciones de SST en el influente y efluente del reactor R2. ....	126
Figura 4.54. Variación de las concentraciones de SST en el influente y efluente del reactor R3. ....	126
Figura 4.55. Remoción de sólidos suspendidos totales en los tres reactores. ....	127
Figura 4.56. Variación de las concentraciones de SSV en el influente y efluente del reactor R1. ....	128
Figura 4.57. Variación de las concentraciones de SSV en el influente y efluente del reactor R2. ....	128
Figura 4.58. Variación de las concentraciones de SSV en el influente y efluente del reactor R3. ....	129
Figura 4.59. Remoción de sólidos suspendidos volátiles en los tres reactores. ....	130
Figura 4.60. Concentraciones del fósforo total en el influente y efluente del reactor R1. ....	131
Figura 4.61. Concentraciones del fósforo total en el influente y efluente del reactor R2. ....	132
Figura 4.62. Concentraciones del fósforo total en el influente y efluente del reactor R3. ....	132
Figura 4.63. Remoción de fósforo total en los tres reactores R1, R2 y R3. ....	133
Figura 4.64. Variación de la concentración de PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	134
Figura 4.65. Variación de la concentración de PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor. ....	134
Figura 4.66. Comportamiento de la temperatura en los tres reactores. ....	136
Figura 4.67. Gráfico del comportamiento del pH en los tres reactores. ....	137

Figura 4.68. Variación del OD en los tres reactores. ....	139
Figura 4.69. Fotografía del empaque sintético observada a través del microscopio con un lente de 10X.....	144
Figura 4.70. Fotografía del empaque sintético del reactor R1 a los 7 días de haber iniciado la operación.....	145
Figura 4.71. Fotografía del empaque sintético correspondiente al R2 a los 20 días de operación.....	145
Figura 4.72. Fotografía del empaque sintético del reactor R3 a los 45 días de operación.....	146
Figura 4.73. Fotografía del empaque sintético del reactor R1 a los 67 días de operación.....	146
Figura 4.74. Fotografía del empaque sintético del reactor R2 a los 67 días de operación.....	147
Figura 4.75 a). Fotografías del empaque sintético del reactor R3 de la zona aerobia y b) de la zona anóxica a los 67 días de operación.....	147
Figura 4.76 a) biopelícula medida durante los primeros días del periodo de evaluación y b) biopelícula medida durante los últimos días de evaluación del reactor R1.....	148
Figura 4.77 a) Fotografía del empaque sintético del reactor R2 de la zona aerobia y b) de la zona anóxica, durante el periodo de evaluación.....	149
Figura 4.78. Fotografías del empaque sintético del reactor R3 de la zona aerobia durante el tercer periodo de operación.....	149
Figura 4.79. Fotografías del empaque sintético del reactor R3 de la zona anóxica durante el tercer periodo de operación.....	150

**NOMENCLATURA**

BOA	Bacterias Oxidantes de Amonio
BON	Bacterias Oxidantes de Nitrito
COD	Carbono orgánico disuelto
COS	Carga orgánica superficial
COV	Carga orgánica volumétrica
DBO	Demanda bioquímica de oxígeno
DNA	Ácido desoxirribonucleico
DQO	Demanda química de oxígeno
EPA	Environmental Protection Agency
EPS	Exopolímeros
IMTA	Instituto Mexicano de Tecnología del Agua
N <sub>2</sub>	Nitrógeno gas
N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	Nitrógeno amoniacal
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	Nitrito
N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Nitrato
NT	Nitrógeno total
NTK	Nitrógeno total Kjeldahl
OD	Oxígeno disuelto
pH	Potencial de hidrógeno
POR	Potencial de óxido reducción
PTAR	Planta de tratamiento de aguas residuales
PT	Fósforo Total
SDT	Sólidos disueltos totales
SST	Sólidos suspendidos totales
SSV	Sólidos suspendidos volátiles
TRC	Tiempo de retención celular
TRH	Tiempo de residencia hidráulica
ZAE	Zona aerobia
ZANÓX	Zona Anóxica
ZSED	Zona de Sedimentación

## **JUSTIFICACIÓN**

El tratamiento biológico es el proceso más utilizado para el tratamiento de aguas residuales municipales y su principal objetivo es la remoción de materia orgánica. Se han desarrollado sistemas que permiten la remoción simultánea de la materia orgánica y los micronutrientes, nitrógeno y fósforo, del agua residual. Actualmente en México se han construido muchas plantas que tratan más del 60% de las aguas residuales municipales generadas en el país. Sin embargo, existen descargas de pequeñas poblaciones, fraccionamientos de casas habitación, instituciones, centros de recreación alejados de los sistemas de recolección centralizados que se descargan sin tratamiento alguno a los cuerpos receptores. Para dar atención a estas aguas se han propuesto diferentes soluciones tecnológicas, desde plantas modulares, simulando los grandes sistemas de tratamiento convencionales, como sistemas especializados de tipo biofiltros, biodiscos, reactores de lecho móvil y diferentes sistemas combinados.

Hoy en día los avances tecnológicos y las investigaciones sobre los sistemas descentralizados para el tratamiento de aguas residuales han permitido generar sistemas compactos, eficientes y económicos, que pueden ser utilizados para tratar las aguas residuales generadas por pequeñas localidades, instituciones, zonas residenciales, centros comerciales etc. El objetivo principal de estos sistemas es la remoción de materia orgánica. Un sistema de este tipo fue el BIOSTAR desarrollado en el IMTA, el cual ya se ha comercializado e implementado para el tratamiento de aguas residuales de centros de recreación, fraccionamientos habitacionales y diferentes instituciones.

Un objetivo importante en el desarrollo de estas tecnologías es que el sistema sea capaz de remover el nitrógeno del agua simultáneamente con la materia orgánica, sobre todo en los casos cuando se descarga a cuerpos de agua superficial cerrados y para el reúso recreativo del agua residual tratada. Lo anterior debido a que las descargas de aguas residuales que contienen nitrógeno pueden ser tóxicas para la vida acuática, provocar el agotamiento del oxígeno y eutrofización en los cuerpos receptores.

Es por ello que a través de esta investigación se desea mejorar la remoción de nitrógeno lograda por la tecnología BIOSTAR®. El lograr un porcentaje mayor de remoción de nitrógeno permitirá que la utilización de este sistema sea más amplia ya que se podría cumplir con una normatividad más estricta en términos del límite máximo permisible para el nitrógeno tanto para descarga a cuerpos receptores, como para el reúso del agua tratada.

## **CAPÍTULO 1 OBJETIVOS**

### ***1.1 Objetivo general***

Determinar la remoción del nitrógeno en aguas residuales municipales mediante reactores con biomasa inmovilizada sobre un soporte sintético implementando zonas aerobia y anóxica en dos configuraciones diferentes.

### ***1.2 Objetivos específicos***

- Comparar la remoción de materia orgánica y nitrógeno del biorreactor con una sola zona aerobia, contra las remociones logradas en dos biorreactores que tienen configuraciones diferentes (respecto a las zonas aerobia y anóxica).
- Determinar el efecto de la operación de los reactores sobre la cantidad de biomasa, espesor de la biopelícula, cantidad de bacterias nitrificantes y desnitrificantes. Determinar el tiempo de residencia de sólidos y la producción de lodos biológicos debido a las diferentes configuraciones de los reactores.

### **1.3 Alcances**

- Instalar y operar a escala real tres reactores con biomasa inmovilizada sobre un soporte sintético:
  - Un reactor con una sola zona de aireación; reactor R1.
  - Dos reactores implementando zonas aerobia y anóxica en diferentes configuraciones. El reactor R2 con la zona aerobia y anóxica en el centro del reactor y el reactor R3 con la zona aerobia en la parte central del reactor y la zona anóxica en la periferia del reactor.
- Arrancar y estabilizar el proceso de remoción de materia orgánica y nitrógeno en los tres reactores.
- Comparar las remociones de nitrógeno y materia orgánica obtenidas operando los tres reactores bajo las mismas condiciones; con el mismo sustrato (agua residual), los mismos caudales en el influente alimentado desde la parte superior central de cada reactor, el mismo dispositivo de aireación, las mismas condiciones ambientales y el mismo porcentaje de recirculación.

## CAPÍTULO 2 FUNDAMENTOS TEÓRICOS

### 2.1 Remoción de nitrógeno

El nitrógeno es un nutriente esencial para las plantas y los animales. Aproximadamente el 80 por ciento de la atmósfera de la Tierra está compuesta de nitrógeno, y es un elemento clave de las proteínas y las células. Los principales contribuyentes de nitrógeno en aguas residuales son las actividades humanas, tales como la preparación de alimentos, la ducha, y la excreción de residuos. La contribución per cápita de nitrógeno en las aguas residuales domésticas es de aproximadamente una quinta parte de los que por la demanda bioquímica de oxígeno (DBO). El nitrógeno total en las aguas residuales domésticas varía típicamente de 20 a 70 mg·L<sup>-1</sup> para las aguas residuales de menor a mayor fuerza (US, EPA, 2010). Factores que afectan a la concentración incluyen el grado de infiltración y la presencia de industrias. Concentración de influente varía durante el día y puede variar de forma significativa durante los eventos de lluvia, como resultado de flujo de entrada y la infiltración al sistema de recogida. Las más comunes formas de nitrógeno en el agua residual se muestran en la Tabla 2.1 (US, EPA, 2010).

**Tabla 2.1 Formas más comunes de nitrógeno en el agua residual, (US, EPA, 2010).**

COMPUESTO	FÓRMULA	VALENCIA
Amoniaco	N-NH <sub>3</sub>	-3
Amonio	N-NH <sub>4</sub>	+5
Nitrito	N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	+3
Nitrato	N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	+5
Nitrógeno orgánico	Proteínas y ácidos nucleicos en diversos estados de degradación, urea, aminas, etc.	

La presencia del nitrógeno en el agua es el resultado de procesos naturales y del efecto directo e indirecto de las actividades humanas. Los procesos naturales incluyen la precipitación, el intemperismo de los minerales, descomposición de la materia orgánica y excreta de animales. Las actividades humanas incluyen: flujos de lagunas y tanques sépticos, fertilización excesiva con nitrógeno, deforestación, el cambio en la materia orgánica del suelo como resultado de la rotación de cultivos, desechos municipales industriales y del transporte (Cervantes *et al.*, 2000).

La descarga de aguas residuales que contienen nitrógeno puede ser tóxica para la vida acuática, provoca el agotamiento del oxígeno y eutrofización en los cuerpos receptores, por lo tanto, la reducción de los niveles de nitrógeno en la descarga es necesaria. De hecho, la remoción de nitrógeno se ha convertido en un aspecto importante en el tratamiento de aguas residuales (Metcalf & Eddy, 2003).

Los efectos nocivos de la eutrofización debido a las concentraciones de nitrógeno y de fósforo excesivos en el medio ambiente acuático han sido bien documentados. Las algas y el crecimiento del fitoplancton pueden ser acelerados por una mayor concentración de nutrientes, lo que lleva a las floraciones de algas nocivas, la hipoxia, y la pérdida de la vegetación acuática sumergida. Además de estimular la eutrofización, el nitrógeno en forma de amoníaco puede ejercer una demanda directa en el oxígeno disuelto (OD) y puede ser tóxico para la vida acuática. Incluso si una planta de tratamiento de aguas residuales (PTAR) convierte el amoníaco a nitrato por un proceso de nitrificación biológica, el nitrato resultante puede estimular el crecimiento de algas y fitoplancton (US, EPA, 2010).

Desde una perspectiva de salud pública, la eutrofización también puede causar riesgos para la salud humana, derivados del consumo de mariscos contaminados con toxinas de algas o la exposición directa a las toxinas transmitidas por el agua. La eutrofización, en particular, puede crear problemas si el agua se utiliza como una fuente de agua potable. Los productos químicos usados para la desinfección de agua potable pueden reaccionar con compuestos orgánicos presentes en el agua para formar subproductos de la desinfección, que son carcinógenos potenciales y están regulados por la normatividad (Ramalho, 1983).

Los niveles excesivos de nitratos por encima del nivel máximo de contaminante (LMC) en el agua potable (10 ppm) puede causar numerosos efectos negativos para la salud debido a la conversión del cuerpo de nitrato a nitrito, incluyendo enfermedades graves e incluso la muerte. Los bebés en particular, son susceptibles a estos efectos, que puede interferir con la capacidad de transporte de oxígeno de la sangre. Esta interferencia puede conducir a una condición aguda en la que la salud se deteriora rápidamente durante un período de días. Los síntomas incluyen dificultad para respirar y un tono azulado en la piel (metahemoglobinemia, también conocida como "síndrome del bebé azul") (US, EPA, 2010).

En general, la eliminación biológica de nitrógeno en el tratamiento de aguas residuales se lleva a cabo mediante dos procesos, la nitrificación y la desnitrificación, que es posible por la presencia de diferentes grupos de microorganismos que remueven el nitrógeno bajo ciertas condiciones (Li et al., 2010). Se han desarrollado diferentes modificaciones de los sistemas de tratamiento de lodos activados para realizar estos procesos de forma secuencial (Clifford et al., 1992; Metcalf & Eddy, 2002). Hay sistemas que integran tres etapas: amonificación seguida de la nitrificación y seguida de la desnitrificación (Ramalho, 1983). El proceso de la remoción de nitrógeno, se puede explicar y entender mejor analizando el ciclo del nitrógeno que se presenta en la Figura 2.1. Se visualizan tres procesos principales, la amonificación, la nitrificación y la desnitrificación. A continuación se describe brevemente cada uno de estos procesos.

**1.- Amonificación:** El proceso de amonificación se lleva a cabo mientras el agua residual viaja a través de las tuberías del alcantarillado, la mayor parte del nitrógeno contenido en aguas residuales sin tratar (urea y la materia fecal) se convierte de nitrógeno orgánico a amoníaco a través de un proceso que se denomina hidrólisis. Técnicamente, en la mayoría de los casos, se genera más de amonio que de amoniaco en la amonificación y esto se ve afectado por el pH y la temperatura.

**2.- La nitrificación** es el término usado para describir los dos pasos del proceso biológico en el cual el amonio ( $\text{N-NH}_4$ ) es oxidado a nitrito ( $\text{N-NO}_2$ ) y el nitrito es oxidado a nitrato ( $\text{N-NO}_3$ ). La nitrificación es el primer paso de estas transformaciones y se lleva a cabo por bacterias conocidas como *Nitrosomonas* que convierten el amoniaco y amonio a nitrito. A continuación, las bacterias llamadas *Nitrobacter* terminan la conversión de nitrito en nitrato. Las reacciones son generalmente consecutivas y proceden rápidamente a la forma de nitrato, por lo tanto, los niveles de nitrito en un momento dado son generalmente bajos (Metcalf & Eddy, 2002). Además de estas bacterias se ha comprobado que en el proceso de nitrificación participan otras especies de bacterias: En la oxidación de amonio intervienen bacterias como *Nitrosococcus*, *Nitrospira*, *Nitrosocystis* y *Nitrosogela* y en la oxidación de nitrito la bacteria *Nitrocystis* (Clifford et al., 1992).

**3.- Desnitrificación.** Es el proceso mediante el cual se lleva a cabo la reducción biológica de nitratos ( $\text{NO}_3$ ) en nitrógeno gas ( $\text{N}_2$ ) por medio de bacterias facultativas heterotróficas. La desnitrificación se produce bajo condiciones anóxicas, cuando la concentración de oxígeno disuelto es inferior a  $0.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Para lograr condiciones anóxicas lo ideal sería tener una concentración de oxígeno molecular disuelto menor de  $0.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  o que no haya presencia de oxígeno molecular. Al no haber presencia de oxígeno molecular, las bacterias toman el oxígeno presente en el nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), por lo que el nitrato se reduce a óxido nitroso ( $\text{N}_2\text{O}$ ), y, a su vez, a nitrógeno gas ( $\text{N}_2$ ). Dado que el gas nitrógeno es de baja solubilidad en agua, este escapa a la atmósfera en forma de burbujas de gas. El nitrógeno es el componente principal del aire, por lo que su liberación no causa ningún problema al medio ambiente (Clifford et al., 1992 y Metcalf & Eddy, 2002).

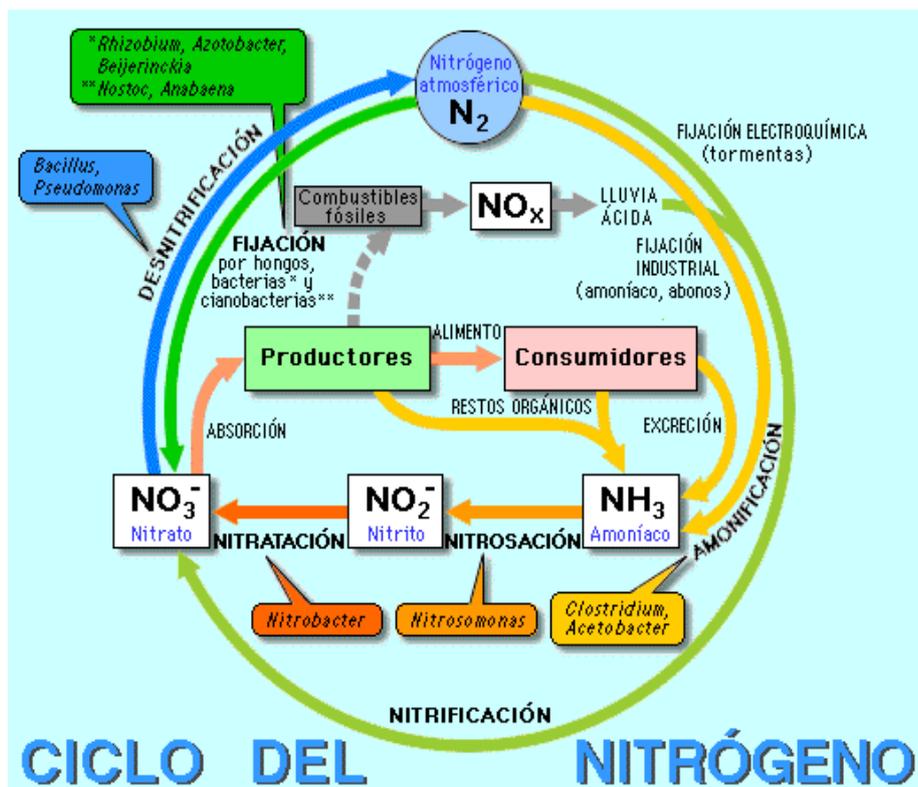


Figura 2.1 Ciclo del nitrógeno, (Guía de biología, 2000).

## 2.2 Nitrificación

En este apartado se explicará el proceso de nitrificación así como los factores que intervienen en este.

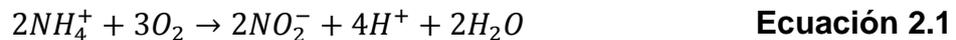
### 2.2.1 Microbiología de la nitrificación

Las bacterias que oxidan al nitrógeno amoniacal a nitritos se denominan como autótrofas porque utilizan el dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) como su fuente de carbono. Más concretamente, se trata de bacterias aerobias quimioautotróficas porque, además de utilizar  $\text{CO}_2$ , requieren oxígeno disuelto para oxidar un compuesto inorgánico para obtener energía de la célula. Una enzima funcional clave que posee todas estas bacterias es la amonio monooxigenasa. Esta enzima oxida el amoníaco a hidroxilamina, que posteriormente se convierte en nitrito por oxidorreductasa hidroxilamina. Las bacterias oxidantes de amonio (BOA) se designan como organismos Nitrosos e incluyen los géneros *Nitrosomonas*, *Nitrosospira* y *Nitrosococcus*. Las bacterias oxidantes de nitritos (BON) se designan como Nitro-organismos e incluyen los géneros *Nitrobacter*, *Nitrospira*, *Nitrococcus* y *Nitrospina* (US, EPA, 2010).

### 2.2.2 Estequiometría del proceso de nitrificación

Los dos pasos de la oxidación de amoníaco a nitrato son como se presentan en la Ecuación 2.1, Ecuación 2.2 y Ecuación 2.3 (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005).

Oxidación del amoníaco.



Oxidación de nitrito a nitrato.

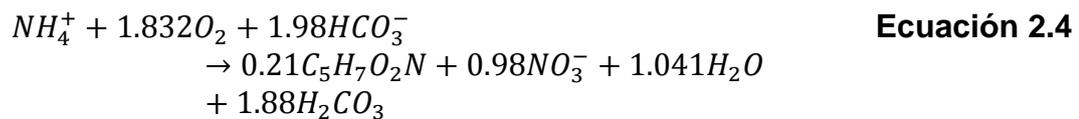


Reacción total de oxidación.

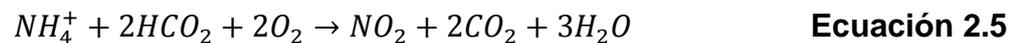


La energía liberada de la reacción de oxidación del amoníaco ha sido estimada de 66 a 84  $\text{Kcal}\cdot\text{mol}^{-1}$  de amoníaco y para la oxidación de nitrito a nitrato es de 17.5  $\text{Kcal}\cdot\text{mol}^{-1}$ . Si la cantidad de producción celular es proporcional a la cantidad de energía liberada, una mayor cantidad de la biomasa puede ser formada de la oxidación del amoníaco a nitrito que de la oxidación de nitrato a nitrito (Randal et al., 1992).

Basado en la reacción total de oxidación, el requerimiento de oxígeno para completar la oxidación de amoníaco es de 4.57 g·g<sup>-1</sup> N oxidado con 3.43 g·g<sup>-1</sup> usado para la producción de nitrito y 1.14 g·g<sup>-1</sup> usados para la producción de nitrato (US, EPA, 2010). La cantidad de oxígeno requerida es menos de 4.57 g·g<sup>-1</sup> N cuando la síntesis de biomasa es considerada además de la oxidación, debido al oxígeno obtenido a partir de la fijación del dióxido de carbono en la masa celular y a la bioasimilación de una parte del nitrógeno. Según la siguiente Ecuación 2.4 de oxidación que considera la síntesis se obtiene un requerimiento de oxígeno de 4.2 g·g<sup>-1</sup> N. La ecuación fue desarrollada usando un coeficiente de rendimiento celular de 0.15 g·g<sup>-1</sup> N-NH<sub>4</sub> oxidado y 0.02 g·g<sup>-1</sup> N-NO<sub>2</sub> oxidado (US, EPA, 2010).



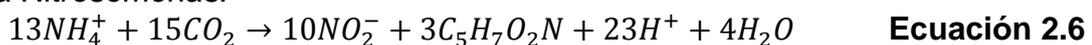
La cantidad de alcalinidad requerida para llevar a cabo la reacción puede ser calculada mediante la siguiente Ecuación 2.5 (Metcalf & Eddy, 2002):



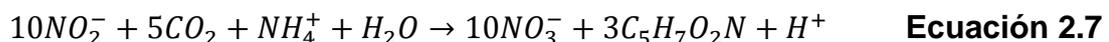
En la Ecuación 2.5 anterior, por cada g de nitrógeno de amoníaco convertido será requerido 7.14 g de alcalinidad como CaCO<sub>3</sub>.

Las Ecuación 2.6 y Ecuación 2.7 presentan la oxidación por medio de las bacterias del género *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* respectivamente se muestran a continuación. Esto asumiendo que la formulación empírica de las células bacterianas es C<sub>5</sub>H<sub>7</sub>N<sub>0.2</sub> (EPA, 1993):

Para *Nitrosomonas*.

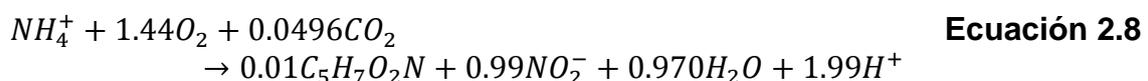


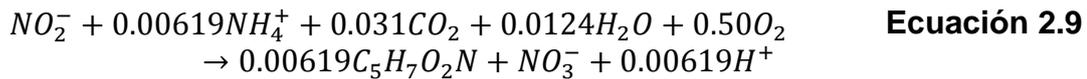
Para *Nitrobacter*.



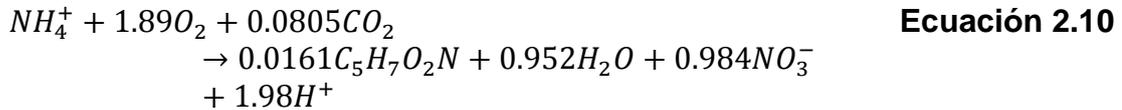
Las células bacterianas crecen mediante el acoplamiento de las reacciones que producen energía (ecuaciones de oxidación del amoníaco y del nitrito a nitrato) y con aquellas que involucran la síntesis celular (ecuaciones de las bacterias *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*).

La Ecuación 2.8 y la Ecuación 2.9 corresponden a la síntesis de las bacterias *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, usando un rendimiento de 0.08 g SSV/g N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> y 0.05g SSV/g N-NO<sub>2</sub><sup>+</sup> respectivamente son:





Combinando estas ecuaciones, la reacción global que describe la reacción completa de la nitrificación es:



La implicación de la Ecuación 2.10 en el diseño de los sistemas de nitrificación es importante. El coeficiente estequiométrico implica que por cada mol de amonio removido en el proceso de nitrificación se requiere una cantidad significativa de oxígeno, la cantidad de biomasa producida es pequeña y el resultado de la destrucción substancial de alcalinidad a través de la producción de iones hidrógeno. Por ejemplo, con respecto a la ecuación anterior, la oxidación y síntesis de  $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de nitrógeno amoniacal (equivalen a  $25.7 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de amonio) daría como resultado el consumo de  $86.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de oxígeno y la producción de  $2.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de organismos nitrogenados y la destrucción de una alcalinidad de  $141.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  ( $\text{CaCO}_3$ ). En la Tabla 2.2 se presentan los valores para la utilización del oxígeno, el rendimiento de la biomasa y el coeficiente de destrucción de la alcalinidad que generalmente son aceptados en la práctica para el diseño de los sistemas de nitrificación (EPA, 1993):

**Tabla 2.2 Parámetros de diseño para sistemas de nitrificación, (EPA, 1993).**

Parámetros	Ecuaciones	Coficiente
Utilización de oxígeno	$\frac{O_2 \text{ g requeridos}}{N - NH_4^+ \text{ g}}$	4.6
Rendimiento de biomasa	$\frac{SSV \text{ g producidos como nitrificantes}}{N - NH_4^+ \text{ g}}$	0.1
Alcalinidad	$\frac{g \text{ de alcalinidad como } CaCO_3}{N - NH_4^+ \text{ g}}$	7.1

### 2.2.3 Cinética

La ecuación de Monod es utilizada para describir el efecto del sustrato limitante en el crecimiento de los microorganismos. El amonio y el OD son necesarios para que se lleve a cabo la nitrificación. Debido a que son dos componentes limitantes en la nitrificación, se presenta una forma dual de la ecuación de Monod, Ecuación 2.11 (US, EPA, 2010):

$$\mu_A = \mu'_A \left[ \frac{S_{NH}}{S_{NH} + K_{NH}} \right] \left[ \frac{S_O}{S_O + K_{OA}} \right] \quad \text{Ecuación 2.11}$$

Dónde:

$\mu_A$  = Velocidad específica de crecimiento de biomasa nitrificante,  $d^{-1}$ .

$\mu'_A$  = Velocidad máxima específica de crecimiento de biomasa nitrificante,  $d^{-1}$ .

$S_{NH}$  = Concentración de nitrógeno de amonio,  $mg \cdot N \cdot L^{-1}$ .

$K_{NH}$  = Coeficiente de saturación media del nitrógeno de amonio,  $mg \cdot N \cdot L^{-1}$ .

$S_O$  = Concentración de OD,  $mg \ O_2$ .

$K_{OA}$  = Coeficiente de saturación media del oxígeno,  $mg \ O_2 \cdot L^{-1}$ .

El crecimiento específico de las bacterias nitrificantes se relaciona con la tasa específica de oxidación de amonio en el proceso de tratamiento de aguas residuales, de acuerdo a la siguiente Ecuación 2.12 (EPA, 1993):

$$q_A = \frac{1}{Y_A} \mu_A \quad \text{Ecuación 2.12}$$

Dónde:

$q_A$  = Velocidad específica de oxidación de amonio, gramos de amonio oxidado por día por gramo de biomasa presente.

$Y_A$  = Producción autotrófica, gramos de biomasa nitrificante producida por gramo de nitrógeno de amonio oxidado.

El coeficiente de producción autotrófica, representa la cantidad de bacterias nitrificante que debe ser formada si toda la energía capturada por las bacterias fuera usada para la síntesis de células.

### 2.3 Factores que afectan el proceso de nitrificación

La nitrificación es afectada por un gran número de factores ambientales incluyendo pH, toxicidad, metales, ionización del amonio (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005)(Metcalf & Eddy, 2002), oxígeno disuelto y el potencial de óxido reducción.

#### 2.3.1 Efecto de la temperatura

El proceso de nitrificación ocurre a temperaturas en el intervalo de 4 a 45°C, siendo la temperatura óptima de 35 °C para las bacterias *Nitrosomonas* y de 35 a 42°C para las *Nitrobacter*. Se ha demostrado que el proceso de nitrificación es dependiente de la temperatura (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005).

Las estimaciones más conservadoras de la velocidad de crecimiento máxima para las *Nitrosomonas*, están en el rango de temperatura de 10 a 30 °C y se presenta en la Tabla 2.3 (EPA, 1993).

**Tabla 2.3 Velocidades de crecimiento máximas para Nitrosomonas, (EPA, 1993).**

Temperatura °C	$\mu_N, d^{-1}$
10	0.3
20	0.65
30	1.2

Se ha observado un decremento en la velocidad de nitrificación a temperaturas mayores de 35 °C. Este efecto de la temperatura es resultado de dos interacciones: el incremento anticipado en la velocidad de reacción con pliegue en la temperatura y la desnaturalización de proteína por arriba de la temperatura crítica. Para propósitos de diseño una expresión de Arrhenius aceptable para el efecto de la temperatura en la velocidad máxima de crecimiento para las bacterias *Nitrosomonas* en un rango de temperatura de 5 a 30 °C es la Ecuación 2.13 (EPA, 1993):

$$\mu_N \hat{=} 0.47e^{0.098(T-15)} \quad \text{Ecuación 2.13}$$

Donde la temperatura está en °C.

En la literatura la variación de  $\mu_N \hat{}$  y  $K_N$  pueden ser relacionadas en parte por las diferentes concentraciones de biomasa en un reactor a la temperatura y pH determinados.

### 2.3.2 Efecto de la concentración de oxígeno disuelto

La concentración de oxígeno disuelto (OD) tiene un efecto significativo sobre la velocidad de crecimiento de la biomasa en los sistemas de tratamiento de agua con nitrificación biológica. Para modelos de crecimiento de *Nitrosomona* acorde a la ecuación de Monod con OD como el limitante de crecimiento en la concentración de sustrato, los valores para el coeficiente de saturación media han sido reportados como 0.15 a 2.0 mg·L<sup>-1</sup> O<sub>2</sub> (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005) Las evidencias sugieren que el valor del coeficiente incrementa con el incremento en la temperatura (Clifford et al., 1992).

En la literatura y en las diferentes investigaciones reportadas, la concentración de OD es de 0.5 a 2.0 mg·L<sup>-1</sup> O<sub>2</sub>. Sin embargo, es posible cuantificar el efecto del OD sobre la cinética de nitrificación. Debe usarse doble cinética de Monod que muestra la velocidad de crecimiento en función de la concentración de nitrógeno amoniacal y de la concentración del OD, como a continuación se presenta en la Ecuación 2.14 (Metcalf & Eddy, 2003).

$$\mu = \frac{\mu_n \max \times N}{K_n + N} \left[ \frac{DO}{k_0 + DO} \right] \quad \text{Ecuación 2.14}$$

Donde:

OD = es la concentración de oxígeno disuelto en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ .

$K_0$  = es el coeficiente de saturación media del oxígeno en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$

Se puede concluir de estudios anteriores y recientes, que la velocidad de crecimiento de las bacterias Nitrosomonas no está limitada en concentraciones arriba de  $1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de OD, pero concentraciones mayores de  $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de OD pueden ser necesarias en la práctica (US, EPA, 2010). En el diseño de la aireación o la adición de oxígeno para el sistema de nitrificación, se recomienda un nivel mínimo de  $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de OD (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005).

### ***2.3.3 Efecto del pH y de la alcalinidad***

La nitrificación es sensible al pH y hay un decremento significativo en la velocidad de crecimiento para valores por debajo de 6.8 de pH. Para valores cercanos a 5.8-6.0 la velocidad puede ser de 10 a 20 % por debajo de la velocidad que hay a un pH 7.0. La velocidad de nitrificación óptima ocurre a valores de pH de 7.5 a 8.0 (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005). Para mantener velocidades de nitrificación razonables normalmente se usan valores de pH en el rango de 7.0-7.2. Cuando el pH es menor, es necesario ajustarlo para mantener niveles de pH aceptables. El ajuste dependerá de la concentración de pH inicial y de la cantidad de  $\text{N-NH}_4$  a ser oxidado. El pH puede ser ajustado con sosa, bicarbonato de sodio o hidróxido de magnesio dependiendo del costo y del manejo de las sustancias químicas (EPA, 1993 y Metcalf & Eddy, 2003) (US, EPA, 2010).

### ***2.3.4 Efecto de la materia orgánica***

Para el proceso de nitrificación las bacterias nitrificantes obtienen su fuente de carbono del agua residual cruda que es alimentada, la cual tiene típicamente un relación DQO/NTK de 10 a 15/1. (EPA, 1993). También se ha demostrado que la carga orgánica afecta la tasa de nitrificación, disminuyendo esta cuando se incrementa la carga orgánica del sistema (Gray *et al.*, 2004). En la Figura 2.2 se presenta un gráfico donde se muestra el efecto que tiene la relación DQO/N sobre la velocidad de nitrificación, para un agua residual con alta carga de nitrógeno (Carrera, 2001).

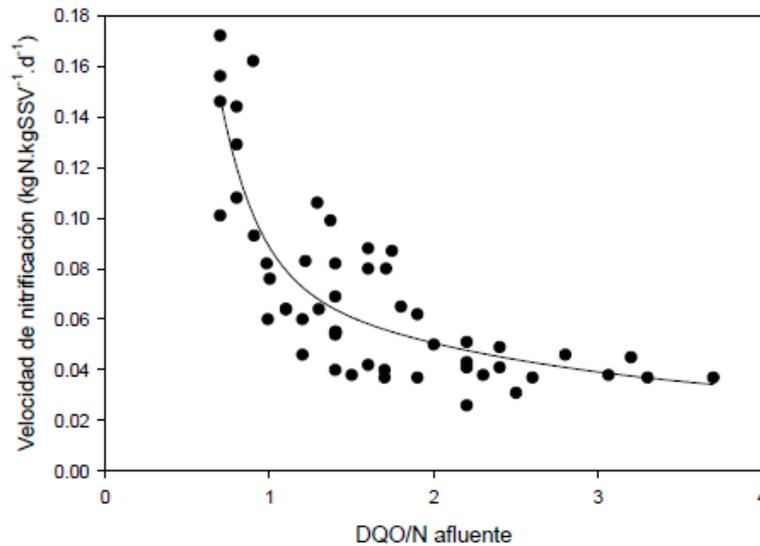


Figura 2.2 Relación DQO/N y velocidad de nitrificación, (Carrera, 2001).

### 2.3.5 Compuestos tóxicos que inhiben la nitrificación

Los organismos nitrificantes son sensibles a un gran rango de compuestos orgánicos e inorgánicos. En muchos casos, la velocidad de nitrificación es inhibida a pesar de que las bacterias continúan creciendo y oxidando al amoníaco y al nitrito, pero hay una significativa reducción de la velocidad (Clifford *et al.*, 1992). Los compuestos tóxicos para la nitrificación pueden ser: solventes químicos orgánicos, aminas, proteínas, tiaminas, compuestos fenólicos, alcoholes, cianatos, carbamatos y benceno (US, EPA, 2010). Debido al gran número de compuestos que pueden inhibir la nitrificación, es difícil mencionar la fuente principal que afecta la inhibición de la nitrificación en una planta de tratamiento de aguas. En la Tabla 2.4 se enlistan algunos compuestos que inhiben la nitrificación (EPA, 1993 y Metcalf & Eddy, 2003).

Tabla 2.4 Compuestos orgánicos que inhiben la nitrificación, (EPA, 1993 y Metcalf & Eddy, 2003).

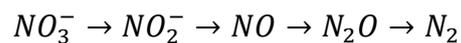
Compuesto	Concentración del compuesto dando una inhibición menor de 50% [ $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ]
Acetona	2000
Disulfuro de carbono	38
Cloroformo	18
Etanol	2400
Fenol	5.6
Etilendiamina	17
Diaminahexametileno	85
Anilina	<1
Monoetalonamina	<200

A pesar de que existe un gran número de compuestos que inhiben el proceso de nitrificación, las bacterias nitrificantes pueden adaptarse a un gran número de compuestos inhibitorios cuando estos se presentan constantemente en el agua. También existen compuestos inorgánicos como los metales que inhiben la nitrificación. En estudios realizados, se sugiere que concentraciones de 10 a 20  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de metales pesados para un pH de 7.5 a 8.0 no afectan a las bacterias nitrificantes, ya que las bacterias logran aclimatarse a estas condiciones. Algunos metales que inhiben el proceso de nitrificación son: Zinc, cobre, mercurio, níquel, plata, cobalto, cadmio, arsénico entre otros (EPA, 1993).

Los organismos nitrificantes, también pueden ser sensibles a ciertas formas de nitrógeno como amoníaco no ionizado, amoníaco libre, ácido nitroso no ionizado o ácido nitroso libre. La inhibición depende de la concentración total del compuesto. Para una concentración de 10 a 50  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de amoníaco libre las bacterias *Nitrosomonas* se ven afectadas y para las bacterias *Nitrobacter* la concentración es de 0.1 a 1.0  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . A concentraciones de 0.22 a 2.8  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de ácido nitroso libre, las bacterias nitrificantes se inhiben. Para el resto de los compuestos la inhibición dependerá mucho de la temperatura y pH (EPA, 1993 y Metcalf & Eddy, 2003) (US, EPA, 2010).

#### 2.4 Desnitrificación biológica

En un sistema biológico la reducción del nitrato puede ocurrir de dos maneras: por asimilación o desnitrificación. La asimilación del nitrato involucra la reducción del nitrato a amoníaco para su uso en la síntesis de la célula y esta ocurre independientemente de la concentración de oxígeno y de amonio (US, EPA, 2010). La otra forma de reducción de nitrato es la desnitrificación, que consiste en la reducción de nitrato a óxido nítrico y de óxido nitroso a nitrógeno (US, EPA, 2010)



**Ecuación 2.15**

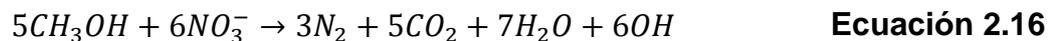
La desnitrificación se ha considerado como un proceso anóxico, que ocurre en ausencia de oxígeno y requiere de un donador de electrones orgánico o inorgánico (Clifford *et al.*, 1992).

En 1876 Meusel sugirió que las bacterias eran las responsables de la destrucción del nitrato en sólidos o en agua. Se ha encontrado que un gran número de bacterias son las responsables de llevar a cabo la desnitrificación. Estas bacterias son heterótrofas y autótrofas. Entre los organismos heterótrofos se encuentran: *Achromobacter*, *Acinetobacter*, *Agrobacterium*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Bacillus*, *Chromobacterium*, *Corynebacterium*, *Flavobacterium*, *Hypomicrobium*, *Moraxella*, *Neisseria*, *Paracoccus*, *Propionibacterium*, *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Rhodopseudomonas*, *Spirillum* y *Vibrio*. (Clifford *et al.*, 1992). La mayoría de las bacterias pueden usar el oxígeno tan bien como el nitrato y algunas también pueden llevar a cabo la fermentación en ausencia de oxígeno nitrato (US, EPA, 2010).

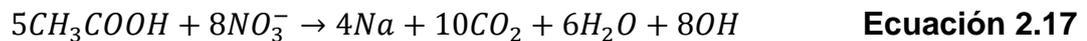
### 2.4.1 Estequiometría

Los principales factores que afectan el diseño de los reactores de desnitrificación incluye la cantidad de sustrato necesaria para la oxidación del nitrógeno presente en el efluente y la velocidad de reacción de la desnitrificación. Para determinar los requerimientos de sustrato es necesario tomar en cuenta las reacciones de óxido reducción y los coeficientes de rendimiento biológico (Clifford *et al.*, 1992). A continuación se presentan reacciones de óxido reducción para diferentes sustratos utilizados para la desnitrificación en tratamiento de aguas residuales. La primera Ecuación 2.16 corresponde a la reacción con metanol, ya que, es el sustrato más utilizado como fuente de carbono externa (US, EPA, 2010).

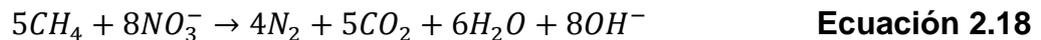
Metanol:



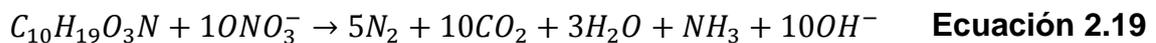
Ácido acético:



Metano:



Aguas Residuales:



Todas las reacciones anteriores corresponden a una desnitrificación heterotrófica. Un equivalente de alcalinidad producido por un equivalente de nitrato reducido. Para estas ecuaciones se producen 3.57 mg de  $CaCO_3$  por cada mg de nitrato reducido y la mitad es destruida cuando el amonio se oxida a nitrato (Metcalf & Eddy, 2003).

Se ha determinado que el metanol es la fuente preferida de carbono externo, ya que la producción de lodos es baja al igual que los costos. La siguiente Ecuación 2.20 proporciona la relación de metanol para la remoción de nitratos.

$$M = 2.47(N_o) + 1.53N_i + 0.87OD \quad \text{Ecuación 2.20}$$

Donde:

M = Metanol requerido en  $mg \cdot L^{-1}$ ;

$N_o$  = Nitrato reducido en  $mg \cdot L^{-1}$ ;

$N_i$  = Nitrito reducido en  $mg \cdot L^{-1}$ ;

OD = Oxígeno disuelto reducido en  $mg \cdot L^{-1}$ .

De acuerdo con lo anterior la proporción de carbono orgánico disuelto (COD) del metanol requerido para la reducción del nitrato es 3.71. En estudios de laboratorio se ha encontrado que esta proporción se ve afectada por el rendimiento celular. La relación de COD/N fue desarrollada considerando que la COD puede ser por la síntesis celular y por la COD para la reducción de nitrato para producir energía para la célula (Metcalf y Eddy, 2003).

De relacionar varias ecuaciones se tiene que el rendimiento de la relación de COD/N para la desnitrificación es la que se presenta en la Ecuación 2.21:

$$\frac{COD}{N} = \frac{2.86}{-1.134Y_N} \quad \text{Ecuación 2.21}$$

Donde:

2.86 = Son los equivalentes de oxígeno o nitrato utilizados en las reacciones de óxido reducción en g.g<sup>-1</sup> (US, EPA, 2010).

$$Y_N = \frac{Y}{1 + K_d TRS} \quad \text{Ecuación 2.22}$$

Donde:

Y = Coeficiente de rendimiento de síntesis en SSV g.COD g<sup>-1</sup>;

K<sub>d</sub> = Coeficiente de decaimiento endógeno en d<sup>-1</sup>.

#### 2.4.2 Cinética

La velocidad de desnitrificación se puede obtener a partir de la velocidad de crecimiento de los microorganismos desnitrificantes, el cálculo es similar al de la velocidad de nitrificación. La tasa de crecimiento puede ser expresada en términos de la ecuación de Monod, acorde al aceptor de electrones (nitrato) y a la concentración del donador (materia orgánica) como se presenta en la Ecuación 2.23 (Von, 2007).

$$\mu = \mu_{max} \left[ \frac{S}{K_S + S} \right] \left[ \frac{NO_3^-}{K_{NO_3^-} + NO_3^-} \right] \quad \text{Ecuación 2.23}$$

Donde:

S = Concentración de la materia orgánica, mgDBO·L<sup>-1</sup>;

K<sub>S</sub> = Coeficiente de saturación media de la materia carbonosa, mgDBO·L<sup>-1</sup>;

NO<sub>3</sub><sup>-</sup> = Concentración de nitrógeno en forma de nitrato, mgN·L<sup>-1</sup>;

K<sub>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></sub> = Coeficiente de saturación media para el nitrógeno en forma de nitrato, mgN·L<sup>-1</sup>.

Una manera simple de expresar la velocidad de desnitrificación es a través de la relación con los sólidos suspendidos volátiles en el reactor como se muestra en la Ecuación 2.24.

$$\text{Tasa de desnitrificación} = \frac{\mu_{\text{desnitrificación}}}{Y_{\text{desnitrificación}}} \quad \text{Ecuación 2.24}$$

## 2.5 Factores que afectan al proceso de desnitrificación

### 2.5.1 Efectos del oxígeno disuelto

Se ha demostrado que concentraciones de oxígeno disuelto por arriba de  $0.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  inhiben la desnitrificación. Para tener condiciones anóxicas se debe tener una concentración cero de OD. Se ha demostrado que la concentración de OD afecta la velocidad de reacción de la desnitrificación, por esta razón Batchelor ha usado un modelo múltiple de la ecuación de Monod para incluir el efecto de la concentración de OD en la velocidad de desnitrificación. Este modelo también fue incorporado para el crecimiento de los organismos en la zona anóxica. Batchelor usó un coeficiente de inhibición para el OD de  $0.25 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para la desnitrificación y para el modelo en la zona anóxica de  $0.10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  (Clifford *et al.*, 1992 y Metcalf & Eddy, 2003).

$$R_{xn} = \mu_m(F_{DN})(X_H) \left[ \frac{S}{K_S + S} \right] \left[ \frac{K_O}{K_O + O} \right] \left[ \frac{N_O}{NO_S + N_O} \right] \quad \text{Ecuación 2.25}$$

Donde:

$R_{xn}$  = velocidad de crecimiento de los organismos desnitrificantes en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$ ;  
 $\mu_m$  = Velocidad de crecimiento máxima para organismos heterótrofos en  $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$ ;  
 $F_{DN}$  = Fracción de los organismos heterótrofos usando al nitrato como aceptor de electrones en  $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ;  
 $X_H$  = Concentración de los organismos heterótrofos en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ;  
 $S$  = Concentración de sustrato degradable en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ;  
 $K_S$  = Coeficiente de saturación media para el sustrato degradable en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ;  
 $K_O$  = Coeficiente de inhibición del OD en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ;  
 $O$  = Concentración de OD en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ;  
 $N_O$  = Concentración de nitrato en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ;  
 $NO_S$  = Coeficiente de saturación media para la reducción de nitrato en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ .

### 2.5.2 Efectos del pH

En las reacciones de desnitrificación el pH se vuelve alcalino y se ha observado que el proceso de desnitrificación es menos sensible que el proceso de nitrificación. También se ha observado que el pH afecta la velocidad de desnitrificación (EPA, 1993). En valores de pH por debajo de 6 y arriba de 8 la velocidad de desnitrificación decrece (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005). En estudios de Dawson and Murphy, encontraron que el valor óptimo de pH para la desnitrificación es de 7 (Clifford *et al.*, 1992).

### 2.5.3 Alcalinidad

Para la reacción de desnitrificación, la reducción de 1 mol de nitrato consume 1 mol de  $\text{H}^+$ . Durante la nitrificación, la formación de 1 mol de nitrato implica la producción de 2 moles de  $\text{H}^+$ .

Así, si la desnitrificación es incorporada en un sistema de tratamiento, es posible lograr una reducción del 50% del consumo de  $H^+$ . Esto hace el proceso más económico en lo que concierne al consumo de alcalinidad. De esta forma, si  $7.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de alcalinidad son consumidos en la nitrificación de  $1 \text{ g}$  de  $N\text{-NH}_4^+$ , solo  $3.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de alcalinidad serán consumidos, ya que el proceso de desnitrificación se lleva a cabo en el mismo sistema (Von, 2007).

## **2.6 Biopelículas**

Las biopelículas se definen como comunidades de microorganismos que crecen embebidos en una matriz de exopolisacáridos y adheridos a una superficie inerte o un tejido vivo (Lasa Uscudun, 2004). El crecimiento en biopelículas representa la forma habitual de crecimiento de las bacterias en la naturaleza. La capacidad de formación de biopelículas no parece estar restringida a ningún grupo específico de microorganismos y hoy se considera que bajo condiciones ambientales adecuadas todos los microorganismos son capaces de formar biopelículas (Lasa *et al.*, 2005).

Aún que la composición de la biopelícula es variable en función del sistema en estudio, en general, el componente mayoritario de la biopelícula es el agua, que puede representar hasta un 97% del contenido total. Además de agua y de las células bacterianas, la matriz de la biopelícula es un complejo formado principalmente por exopolisacáridos. En menor cantidad se encuentran otras macromoléculas como proteínas, DNA y productos diversos procedentes de la lisis de las bacterias. Las biopelículas ofrecen a los microorganismos beneficios tales como protección contra agentes dañinos y cambios drásticos en el medio ambiente, y contra los depredadores. Sin embargo los organismos que la conforman deben competir por el espacio y los nutrientes dentro de la biopelícula (González *et al.*, 2008).

Las biopelículas han cobrado importancia en el tratamiento de agua residual debido a que la concentración de biomasa en una biopelícula puede llegar a ser diez veces mayor que la concentración en cultivo líquido (González *et al.*, 2008). Ello reduce el volumen de los equipos al aumentar la tasa de eliminación por unidad de volumen. Además, las biopelículas ofrecen la ventaja de que la cantidad de biomasa que es necesario remover a la salida del reactor es mucho menor que en un reactor de tanque agitado con células suspendidas, y que el tiempo de residencia dentro del reactor de biopelícula no es función de la tasa de crecimiento celular, como lo es en el segundo sistema. En el caso de lodos activados, éstos forman fácilmente una biopelícula resistente en donde las células conviven en relaciones simbióticas y al mismo tiempo compitiendo por los sustratos y el espacio (González *et al.*, 2008).

### **2.6.1 Proceso de formación de la biopelícula**

Los principales procesos implicados en la formación de biopelículas son los siguientes (Melo, 2003) (Dunne, 2002):

1. Acondicionamiento de la superficie de adherencia, formación de una capa muy fina de moléculas orgánicas e iones.

2. Transporte de microorganismos (y otras partículas) a la superficie.
3. Fijación microbiana y el crecimiento de los microorganismos.
4. Transporte del sustrato a través del medio líquido externo y a través de la matriz de la biopelícula.
5. Reacción biológica en los sitios activos en el interior de la biopelícula, es decir, las células consumen el sustrato para formar células nueva y exopolímeros.
- 6 Transferencia de masa (de la biopelícula a la fase líquida) de los productos resultantes de las reacciones biológicas dentro de la biopelícula.
- 7 Desprendimiento de partes de la biopelícula por la erosión y abrasión.

El último proceso provoca la pérdida de biomasa fija, mientras que los otros seis procesos contribuyen directa o indirectamente con el crecimiento de la capa de la biopelícula, en la Figura 2.3 se esquematiza la formación de la biopelícula.

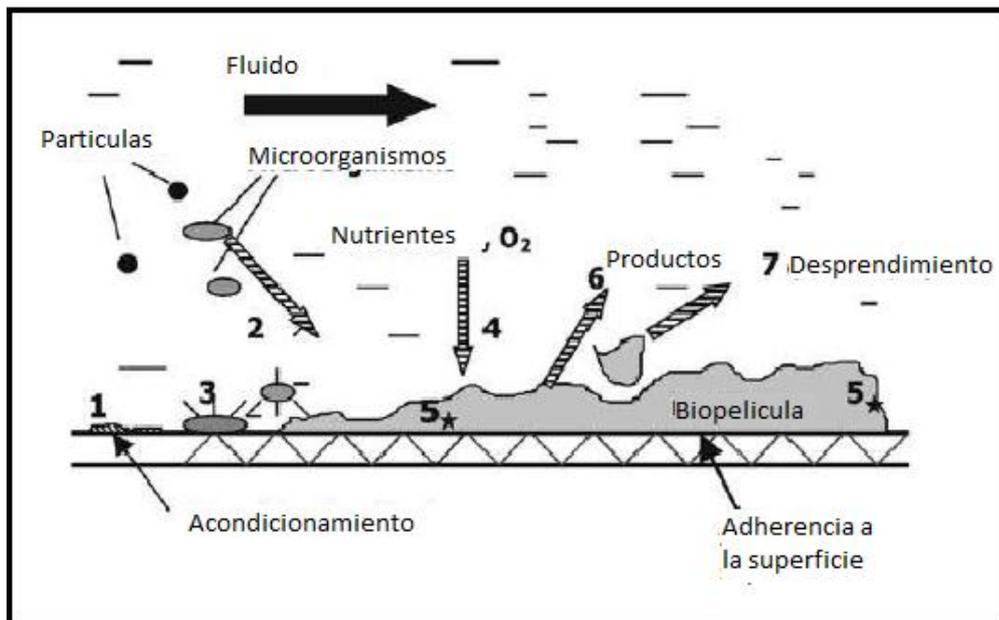


Figura 2.3 Etapas de la formación de la biopelícula (González et al, 2008).

### 2.6.1.1 Acondicionamiento de la superficie de adherencia

El acondicionamiento inicial establecido ocurre pocos minutos después del transporte y la adsorción de moléculas orgánicas contenidas en el líquido, algunos derivados de la descomposición de los organismos como algas, bacterias, plantas pequeñas etc. (Melo, 2003).

La adhesión de las bacterias a un sustrato puede ser activa (por flagelos, pili, adhesina, cápsulas y cargas superficiales) o pasiva (por gravedad, difusión y dinámica de fluidos). Estas moléculas pueden formar cadenas poli-alfanuméricas que interactúan con los exopolímeros en la superficie de los microorganismos y forman fuertes puentes que estabilizan la adhesión celular. La formación de la primera capa microbiana facilita la posterior adhesión de otras células y otros materiales abióticos (Abarca, 2011).

### 2.6.1.2 Transporte de microorganismos a la superficie

El principal mecanismo de transporte del líquido a través de la superficie de la biopelícula es la difusión en estado estacionario o simple (estado estacionario y flujo laminar) y la difusión no estacionaria (cuando el flujo es turbulento). Dentro de una biopelícula madura, la difusión molecular es predominante, pero los flujos convectivos contribuyen a mejorar el transporte masivo en los canales de la biopelícula (Melo, 2003). El líquido que es transportado hacia la superficie del empaque, tiene microorganismos y otras partículas que al entrar en contacto con el empaque se van adheriendo a la superficie es este. En la Figura 2.4 se muestra cómo se van adheriendo partículas a la superficie, de esta forma se empieza a acondicionar para que posteriormente se adhieran los microorganismos.

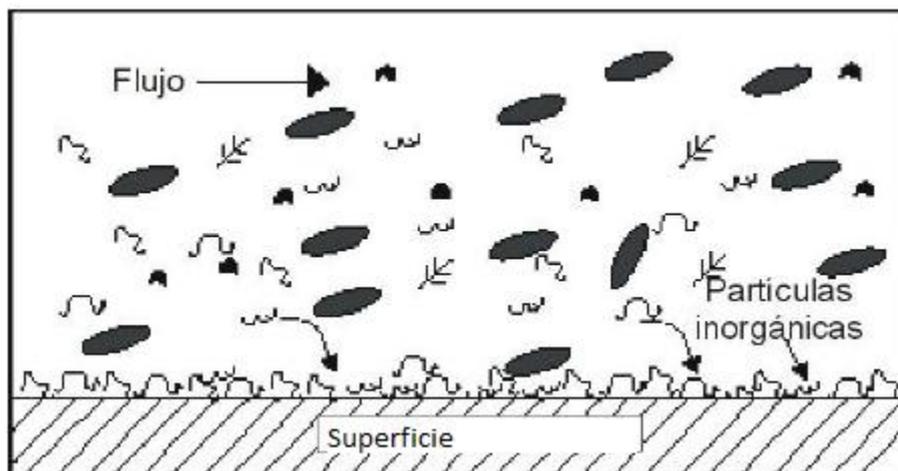
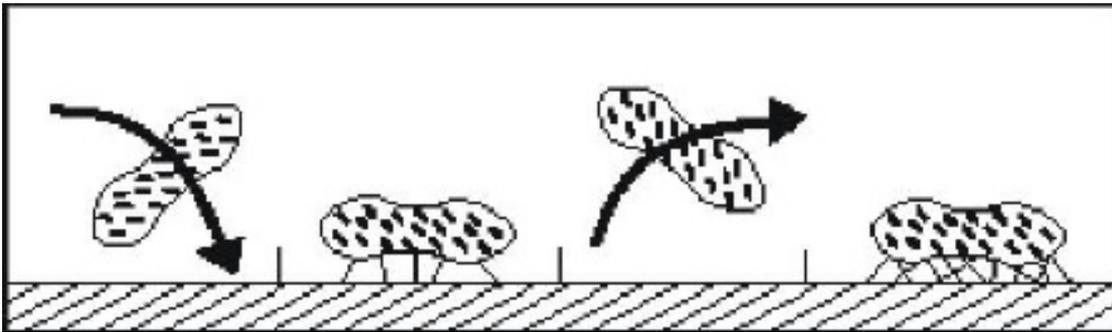


Figura 2.4 Acondicionamiento de la superficie (Vargas, 2004).

### 2.6.1.3 Fijación microbiana y el crecimiento de los microorganismos

Las bacterias de las biopelículas secretan una serie de sustancias poliméricas, que sostienen a la biopelícula, evitan que esta se desque, mantienen los microorganismos unidos entre sí y permiten la adherencia de la biomasa a la superficie dándole estabilidad mecánica. (Eguia, 1991). La estructura química de estas sustancias depende del tipo de microorganismos que las secrete y de las condiciones ambientales en las que sean producidas. El material polimérico, está formado por polisacáridos con carga eléctrica negativa y neutra, que no sólo facilitan la unión de las bacterias con la superficie, sino que adicionalmente actúan como un sistema de intercambio iónico en el que se atrapan nutrientes del agua que pasa por la superficie (Vargas, 2004). En la Figura 2.5 se muestra como se

empiezan adherir los microorganismos a la superficie, por medio de las sustancias extracelulares que secretan.

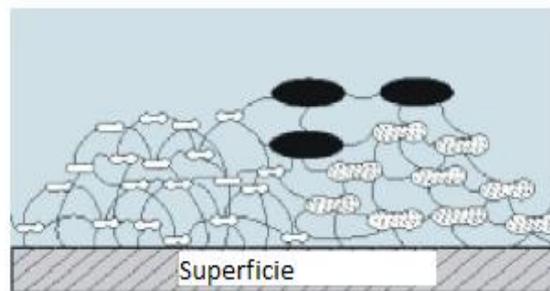
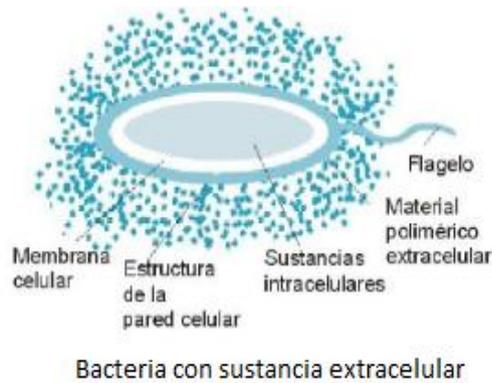


**Figura 2.5 Transporte y fijación de microorganismos a la superficie (Vargas, 2004).**

#### **2.6.1.4 Transporte del sustrato a través del medio líquido externo y a través de la matriz de la biopelícula**

En los primeros trabajos sobre la estructura de las biopelículas, una de las cuestiones que surgía con mayor reiteración era cómo las bacterias del interior de la biopelícula podían tener acceso a los nutrientes o al oxígeno. Estudios realizados utilizando microscopía confocal han mostrado que la arquitectura de la matriz de la biopelícula no es sólida y presenta canales que permiten el flujo de agua, nutrientes y oxígeno incluso hasta las zonas más profundas de la biopelícula (González *et al*, 2008).

Una vez que las moléculas del sustrato alcanzan la matriz interior de las células, inicia la producción de biomasa y los polímeros extracelulares permiten el crecimiento de masa de la biopelícula por lo que el espesor se incrementa. Por lo general, el efecto de la tensión de corte (y otros mecanismos de desprendimiento) tiende a nivelar la tasa de crecimiento de la biomasa y se alcanza un estado estacionario de espesor (Melo, 2003). En la Figura 2.6, se muestra una célula con las sustancias extracelulares que se forman y ayudan a la fijación de los microorganismos a la superficie, también se muestra como se inicia la formación de la matriz de la biopelícula,



**Figura 2.6 Formación de la matriz e incremento de la biomasa (Vargas, 2004).**

#### **2.6.1.5 Reacción biológica en el interior de la biopelícula**

La reacción biológica en los sitios activos en el interior de la biopelícula, es cuando las células consumen el sustrato para formar nuevas células y exopolímeros. La biopelícula madura y 100% funcional es como un tejido vivo en la superficie. Es una comunidad compleja, metabólicamente cooperativa, formada por diversas especies que viven en un micro nicho (Vargas, 2004). Por lo que se pueden diferenciar dos tipos importantes de microorganismos, los heterótrofos y los autótrofos. Los primeros crecen y se reproducen rápidamente, los segundos son de desarrollo lento. Estas características afectan la organización de la biopelícula y determinan el lugar en el que se ubica cada microorganismo y las funciones que debe cumplir.

En la Figura 2.7 se presenta la estructura general de una biopelícula. Normalmente después de que algunos microorganismos se han adherido a la superficie comienza el crecimiento de microorganismos que son aeróbicos. Dado que el crecimiento continúa, la difusión de oxígeno a través de la biopelícula puede ser limitante y una capa de microorganismos anaeróbicos se desarrolla sobre la superficie del soporte. Por lo tanto la eliminación de materia orgánica implica un continuo crecimiento de microorganismo y por lo tanto se genera una biopelícula gruesa (Lessard, 2003).

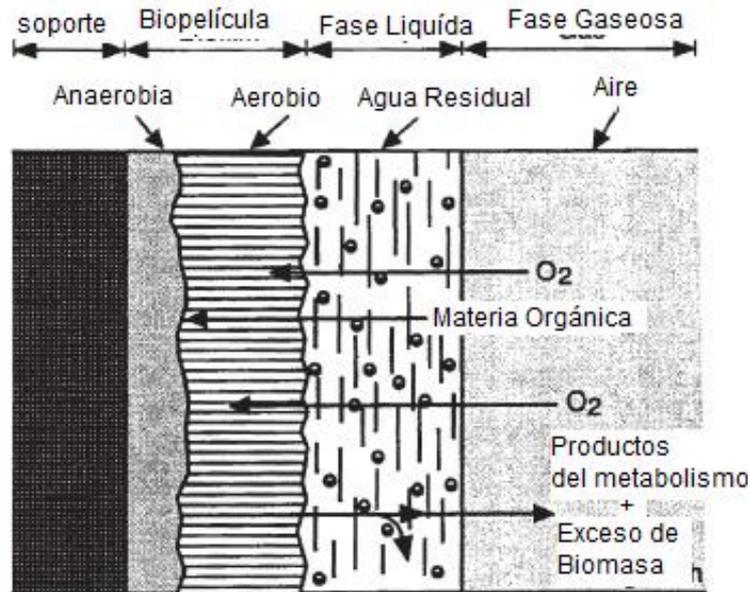


Figura 2.7 Diagrama de una biopelícula (Lessard, 2003).

#### 2.6.1.6 *Transferencia de masa de los productos resultantes de las reacciones biológicas dentro de la biopelícula a la fase líquida*

En biopelículas que contienen un consorcio de bacterias nitrificantes y desnitrificantes las bacterias nitrificantes tienden a acumularse en la parte superior de la biopelícula, con el fin de utilizar el oxígeno disuelto en el agua, mientras que las desnitrificantes tienden a estar ubicadas cerca de la superficie de adherencia (ambiente anóxico). Por lo que se lleva a cabo la conversión de amonio a nitrato por las bacterias nitrificantes, seguido de la reducción de nitrato a nitrógeno gas (Melo, 2003). En la Figura 2.8 se presentan las transformaciones que suceden en las biopelículas desarrolladas en c para remoción de nitrógeno.

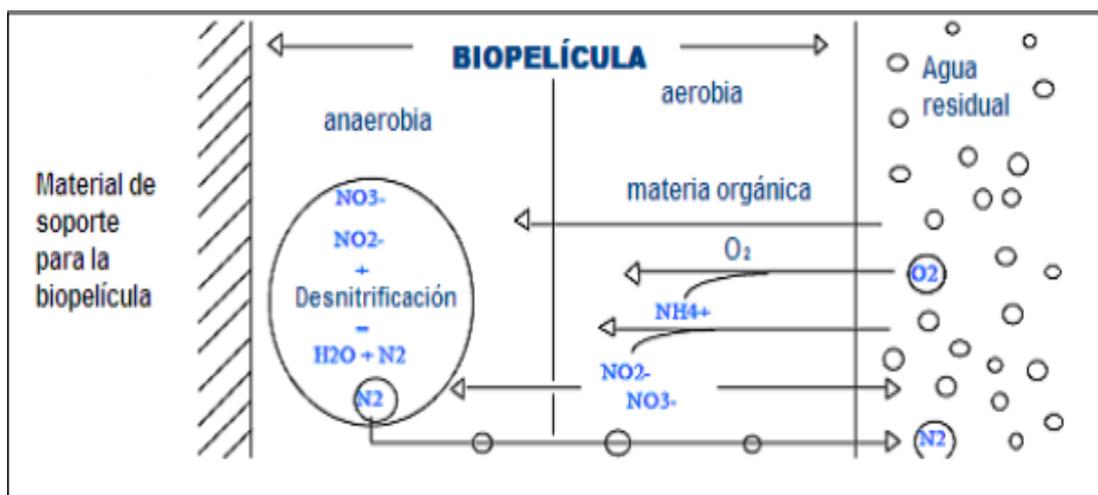


Figura 2.8 Estructura de una biopelícula que se forma en los procesos de remoción de nitrógeno (Gutiérrez, 2009).

### **2.6.1.7 Desprendimiento de la biopelícula por la erosión y abrasión**

Cuando la biopelícula está madura, comienza un proceso de desprendimiento. Las células se dividen y algunas se desprenden de la biopelícula y estas pueden colonizar diferentes superficies agua abajo. Cuando la biopelícula alcanza un grosor mayor al de la subcapa laminar viscosa, la velocidad a la que se enfrentan las células de la superficie es mucho mayor, en ese momento se genera desprendimiento por lo que la biopelícula tiende a mantener un mismo espesor (Vargas, 2004).

### **2.6.2 Tipos de biopelícula**

De acuerdo a su estructura existen tres principales tipos de biopelícula (Abarca, 2011):

- Modelo de canal de agua.
- Modelo de Mosaico heterogéneo.
- Modelo de película densa.

#### **2.6.2.1 Modelo de canal de agua**

En este modelo, después del periodo de colonización en la superficie del soporte, las células sufren cambios fenotípicos y producen exopolisacáridos (EPS) entre otros. En determinados casos, algunas poblaciones bacterianas adheridas, constituyen estructuras en forma de cono formando una biomasa filamentososa que soporta multitud de microcolonias (Okabe et al, 1998).

Esta fusión microorganismo-EPS deja una red de canales de agua que llega hasta la base de la biopelícula. Muchos de estos canales presentan también bifurcaciones de menor tamaño que se intercalan en las microcolonias (Consterton *et al.*, 1995).

Los canales permiten la circulación de agua y su principal función parece ser la de proporcionar a las bacterias accesibilidad y renovación de nutrientes. Además, una hipótesis es que favorecen el mantenimiento de la homeostasis de las células bacterianas y la interacción entre los microorganismos que forman la biopelícula (Morris y Monier, 2003).

En la Figura 2.9 se muestra un esquema de la estructura de canal de agua que pueden presentar las biopelículas.

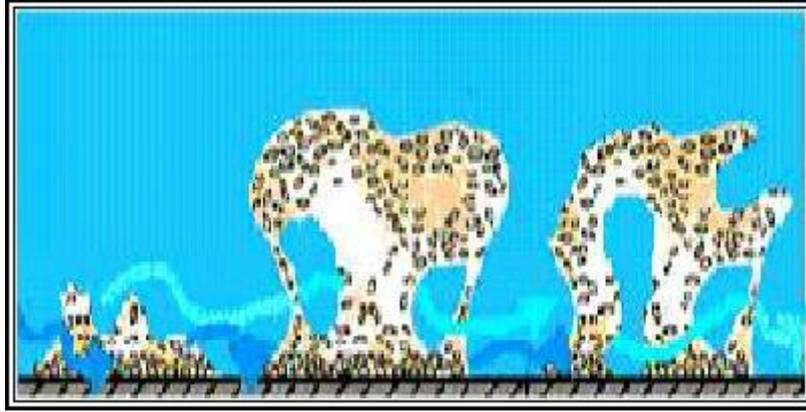


Figura 2.9 Modelos de canal de agua (Gálvez, 2001).

### 2.6.2.2 Modelo del mosaico heterogéneo

Este modelo es típico de los sistemas de distribución de agua. Es un caso extremo del modelo del canal de agua. Consiste en microcolonias formando tallos unidos al soporte por la base pero generalmente bien separados de sus vecinos. Usualmente también puede haber una base muy fina de células individuales unidas a la superficie formando una capa de 5  $\mu\text{m}$  de espesor (Gálvez, 2001).

La diferencia con el modelo de canales es que en este caso debido a la separación entre las torres microbianas no se llegan a formar los canales. (Walker *et al.*, 1995).

En la Figura 2.10 se presenta el modelo de mosaico heterogéneo de las biopelículas, donde se puede apreciar la descripción que se realizó anteriormente.

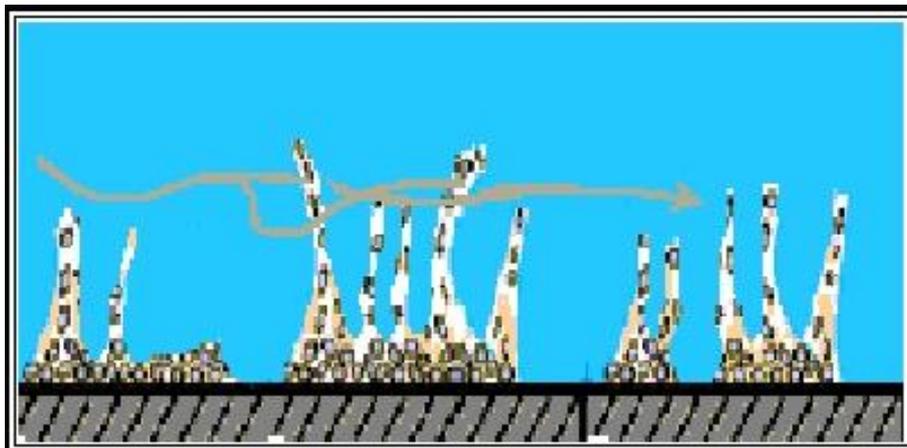


Figura 2.10 Modelos de mosaico heterogéneo (Gálvez, 2001).

### 2.6.2.3 Modelo de película densa

En este tipo de biopelículas las bacterias se disponen organizadamente formando una estructura densa y compacta donde no existen poros o canales por donde circule el agua. Hay numerosas microcolonias donde las células tienen una forma similar y presumiblemente, son clones formados a partir de unas pocas bacterias iniciales (Wimpenny y Colasantani, 1997).

En la Figura 2.11 se esquematiza el modelo de película densa para las biopelículas.



Figura 2.11 Modelo de película densa (Gálvez, 2001).

En las biopelículas densas también hay una matriz de EPS donde están embebidas las bacterias, uniéndose fuertemente unas con otras (Stockwell *et al.*, 1993).

En estos modelos parece que hay alguna relación entre la estructura y la concentración de sustrato presente. En el caso heterogéneo la concentración de nutrientes es mínima ( $<1\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ), mientras que para el modelo de película densa la concentración puede llegar a  $15\text{-}20\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$  (Gálvez, 2001).

Esta relación (tipo de estructura/concentración de sustrato) ha sido estudiada basándose en la formación de colonias por *Bacillus licheniformis* creciendo en un medio de distintas concentraciones de nutrientes. En medios ricos se observaron colonias redondeadas y mucosas (coincide con la estructura de la película densa). Por otro lado, los crecimientos en medios limitantes desarrollan colonias arracimadas formando ramificaciones, ajustándose esta disposición canalizada a los modelos de biopelícula mosaico heterogéneo y canal de agua.

### **2.6.3 Características de las biopelículas**

- Composición.
- Propiedades físicas.
  - Color y consistencia
  - Densidad
  - Erosión
  - Espesor
- Propiedades químicas.

#### **2.6.3.1 Composición de las biopelículas**

Las biopelículas están compuestas, fundamentalmente, por dos componentes: Las células microbianas y los exopolisacáridos (EPS). Las especies microbianas y su morfología, así como la mayor parte de la composición del EPS, determinan las propiedades físicas de las biopelículas. De esta forma, la biopelícula puede ser considerada como un gel polimérico orgánico con microorganismos vivos atrapados en el (Eguía, 1991).

Los exopolisacáridos (EPS) son polímeros de carbohidratos que secretan las bacterias al medio externo con poca o ninguna asociación directa a la célula, pero que forman una capa externa alrededor de la superficie celular (Becker y Pühler, 1998) generalmente, son muy heterogéneos en su composición, ya que cada especie bacteriana es capaz de sintetizar distintos tipos de EPS.

Debido a las propiedades y la localización de los EPS, estos contribuyen a proteger las bacterias contra estrés ambiental y tienen un importante papel en la unión a superficies, la captación de nutrientes, la defensa ante huésped y la formación de biopelículas (Becker y Pühler, 1998).

#### **2.6.3.2 Propiedades físicas**

##### **2.6.3.2.1 Color**

El color de la biopelícula en las etapas iniciales de un proceso de tratamiento de efluentes domésticos, es generalmente gris o gris amarronado y filamentoso, mientras que en etapas posteriores es amarronado o rojizo amarronado, gelatinoso y menos filamentoso. La biomasa de color gris es indicativo de biomasa que preferentemente remueve materia orgánica carbonosa mientras que la amarronada rojiza es característica de la predominancia de microorganismos nitrificantes (Waleed, 1993).

### 2.6.3.2.1 Densidad

La Densidad de la biopelícula seca es una variable que se utiliza para correlacionarla con la difusividad relativa, fenómeno importante para la vida útil de la misma. La bibliografía cita densidades desde  $8.14 \text{ mg}\cdot\text{cm}^{-3}$  a  $200 \text{ mg}\cdot\text{cm}^{-3}$  (Waleed, 1993). Se considera una biopelícula densa en un rango de 60 a  $130 \text{ mg}\cdot\text{cm}^{-3}$  (Zhang, 1994).

La concentración de oxígeno disuelto (OD) en el afluente tiene una influencia directa en la densidad de la biopelícula al igual que las fracciones de exopolímeros, de materia orgánica, de protozoos, de gusanos e insectos.

La densidad seca de una biopelícula puede ser calculada con la siguiente Ecuación 2.26 (Zhang, 1994):

$$\frac{M_S}{D_S} = \frac{M_F}{D_F} + \frac{M_V}{D_V} \quad \text{Ecuación 2.26}$$

Donde:

$D_S$  = Densidad seca de la biopelícula,  $\text{mg}\cdot\text{cm}^{-3}$  (biomasa seca)

$M_S$  = Masa seca de los sólidos, mg

$M_F$  = Masa seca de los minerales sólidos fijos, mg

$D_F$  = Densidad de los minerales sólidos fijos,  $= 2.5 \text{ mg}\cdot\text{cm}^{-3}$

$M_V$  = Masa seca de los sólidos volátiles, mg

$D_V$  = Densidad de los sólidos volátiles,  $= 1.0 \text{ mg}\cdot\text{cm}^{-3}$

### 2.6.3.2.2 Erosión

Se define como el proceso de remoción de partículas de la biopelícula y depende de las condiciones dinámicas dentro de los biorreactores con biomasa inmovilizada. En el biofiltro se lleva a cabo el desprendimiento masivo de porciones de biopelícula debido a las fuerzas cortantes, estas partículas se separan por gravedad en los sedimentadores secundarios y constituyen el lodo secundario (Waleed, 1993).

Cuando el agua residual es en gran parte soluble, como las aguas residuales de procesamiento de alimentos, la mayor parte del incremento película se debe al crecimiento microbiano. Una vez que la película excede el espesor crítico se establece un entorno anóxico, y posteriormente un anaeróbica, por debajo de la zona aerobia. Como el espesor continúa aumentando, la mayoría de los nutrientes solubles habrán sido utilizados antes de que puedan llegar a los microorganismos inferiores lo que obliga a una fase de crecimiento endógena. Esto tiene el efecto de desestabilizar la película porque los microorganismos inferiores pierden su capacidad de aferrarse a la superficie del medio, lo que resulta en porciones de la película se desprenda (Gray, 2004).

### ***2.6.3.2.3 Espesor***

El espesor de la biopelícula es una característica importante de la biopelícula. Si se conoce, se puede calcular la longitud difusional, la resistencia por fricción y la transmisión del calor. El espesor de la biopelícula puede variar considerablemente debido a sus características morfológicas (Bakke, 1986).

La variación en el espesor está también en función de la edad de la biopelícula. También puede estar influenciado por la diversidad de las especies microbianas. Con poblaciones homogéneas, por ejemplo, de *Pseudomona Aeruginosa*, la biopelícula raramente excederá el espesor de 50  $\mu\text{m}$  (Bakke, 1986), mientras con poblaciones mixtas, bajo las mismas condiciones, se consiguen espesores de casi tres veces más (120  $\mu\text{m}$ ).

Cuando el espesor de la biopelícula se incrementa, el oxígeno disuelto no es capaz de difundirse hasta el fondo del mismo, por lo tanto los microorganismos de la capa inferior, unidas al soporte, podrían cambiar alternativamente adaptándose a las nuevas condiciones ambientales (anaerobiosis) (Eguia, 1991).

El espesor de la película es crítico, ya que el oxígeno sólo puede difundirse para una cierta distancia a través de la película antes de ser utilizado, dejando las zonas más profundas de la película, ya sea anóxico o anaerobio. La profundidad a la cual oxígeno penetrará depende de un número de factores, tales como la composición de la película y su densidad y la tasa de respiración dentro de la propia película. Se ha estimado que está entre 0,06 a 2,00 mm de espesor (Gray, 2004). Tomlinson y Snaddon calcularon esta crítica profundidad experimentalmente sea 0,2 mm para una película predominantemente bacteriana. Sin embargo, donde micelio fúngico está presente, la difusión de oxígeno se ve reforzada por movimiento dentro de las hifas, el aumento de la profundidad crítica a 4 mm. Sólo la capa superficial de la película es eficiente en términos de oxidación, y sólo una delgada capa de película se requiere para la purificación eficiente. Tomlinson y Snaddon estimado que el espesor óptimo en términos de eficiencia de rendimiento estaba a sólo 0,15 mm. Esto significa que es el área de superficie total de activo película que es importante y no la biomasa total de la película. La película se acumula y posteriormente se espesa dentro del filtro durante su operación. Esto es debido a un aumento en la biomasa microbiana a partir de la síntesis de los residuos y a la acumulación de material en partículas por floculación y arrastre físico donde la tasa de acumulación supera la velocidad de solubilización y la asimilación por los microorganismos (Gray, 2004)

Cuando se considera el espesor de la película biológica es importante distinguir entre:

- 1.- Espesor total.
- 2.- Espesor activo.

La capa activa, que se puede definir como el espesor de la película donde la concentración de nutrientes baja a cero. Hay dos tipos de evidencias que demuestran su existencia. La más clara está basada en observaciones de los cambios en la tasa de eliminación del sustrato en función de la profundidad de la película. Esas observaciones demuestran que la tasa de consumo de sustrato crece a medida que la profundidad de la película crece hasta una profundidad límite comprendida entre 70 y 100  $\mu\text{m}$  (Eguia, 1991).

Se ha deducido que el espesor total de una película biológica está entre los 0.07 y 4 milímetros. Además, con el fin de clasificar mejor en cuanto a las condiciones de la fase de crecimiento, las biopelículas también se pueden clasificar en:

- 1.- Las sujetas a control mecánico e hidrodinámico.
- 2.- Las no controladas.

Las primeras abarcan las comprendidas entre 0.07 y 0.2 milímetros de espesor; las segundas hasta los ya mencionados 4 milímetros.

Las películas gruesas, no controladas, no son aptas para realizar eficientemente la función de eliminación del sustrato. Por el contrario, las películas delgadas al no oponer una resistencia a la difusión tan elevada, contribuyen eficazmente a dicha eliminación.

### **2.6.3.3 Propiedades químicas**

La biopelícula es generalmente viscosa e hidrofílica (Christenesen y Characklis 1991) debido a la presencia de componentes poliméricos extracelulares que están constituidos por polisacáridos con residuos hidrofílicos y otros polímeros intracelulares.

La materia orgánica en las aguas residuales se degrada aeróbicamente por los microorganismos heterótrofos que dominan la película. La película tiene una estructura esponjosa, bastante similar a flóculos de lodo activado, que se hace más poroso por las actividades de alimentación de la fauna de pastoreo que son continuamente madriguera a través de la película. El agua residual pasa por encima de la superficie de la película y, hasta cierto punto, a través de él, aún que esto depende de película espesor y la carga hidráulica. En los filtros de baja velocidad una gran proporción de las aguas residuales puede estar fluyendo a través de la matriz de la película en cualquier momento, y es la acción de esfuerzo físico de esta matriz que permite a estos sistemas para producir efluentes extremadamente claras. Si el líquido forma una capa separada que pasa sobre la superficie de la película o es en realidad hacer su camino lentamente a través de la matriz de la película, la primera etapa de purificación es la adsorción de los nutrientes orgánicos en la película. Las partículas finas se floculadas por polímeros extracelulares secretadas por el microorganismos y adsorbido sobre la superficie de la película, donde junto con nutrientes orgánicos, que han sido atrapados físicamente, que se rompen por las enzimas extracelulares secretadas por las bacterias heterótrofas y hongos. Los nutrientes solubles en las aguas residuales, y los producidos a partir esta actividad enzimática extracelular, son

absorbidos directamente por los microorganismos que comprende la película y sintetizada (Gray, 2004).

## **2.7 Tratamiento biológico en sistemas de biomasa adherida**

Los sistemas biológicos de tratamiento de aguas residuales con biomasa adherida o biopelícula, utilizan un soporte para el desarrollo de microorganismos. En este tipo de sistemas el medio de soporte entra en contacto con el agua residual y sobre su superficie crecen microorganismos formando una capa biológica. Estos microorganismos se alimentan de la materia orgánica disuelta en el agua residual (Lessard y Bihan, 2003).

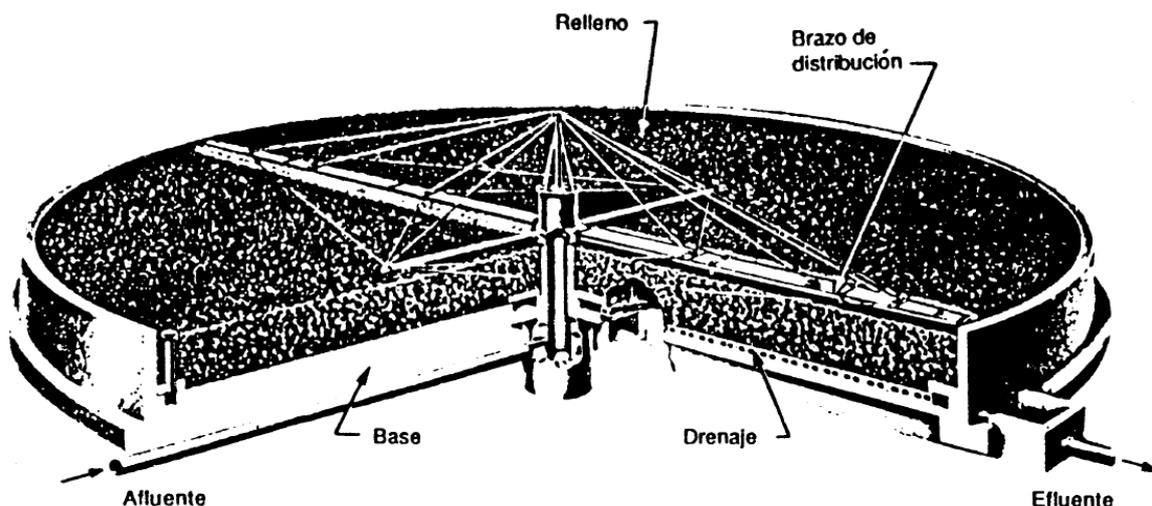
Los procesos de tratamiento biológico de biomasa adherida se llevan a cabo en reactores que comprenden (Metcalf & Eddy, 2003):

- Filtros percoladores
- Reactores rotatorios (biodiscos).
- Filtros aireados sumergidos.

### **2.7.1 Filtros percoladores**

Los filtros percoladores, comúnmente empacados con roca, son procesos sencillos y de bajo consumo de energía. Se trata de un reactor de lecho fijo de 2-3 m de profundidad, lleno con un medio compuesto de piedras de 5-10 cm con una superficie específica de 40 -100 m<sup>2</sup>·m<sup>3</sup> (Metcalf & Eddy, 2003).

El filtro percolador es un relleno de limo biológico a través del cual se percola el agua residual. Normalmente el agua residual se distribuye en forma de pulverización uniforme sobre el lecho relleno mediante un distribuidor rotativo del flujo. El agua residual percola en forma descendente a través del relleno y el efluente se recoge en el fondo. En la Figura 2.12 se muestra un esquema de un filtro percolador (Ramalho, 1996).



**Figura 2.12 Filtro percolador (Ramalho, 1996).**

La capa de limo que se forma junto al relleno tiene un espesor total comprendido entre 0.1 y 0.2 mm. El espesor de la subcapa aerobia es función agua residual aplicada y su DBO. Cuanto mayor sea la DBO del efluente menor será el espesor de la subcapa aerobia, ya que presenta un consumo más rápido de oxígeno. Por otra parte los caudales elevados favorecen el mantenimiento de una subcapa aerobia más espesa debido al oxígeno disuelto suministrado con el efluente (Ramalho, 1996). En la Figura 2.13, se presenta un esquema de la biopelícula de un filtro percolador.

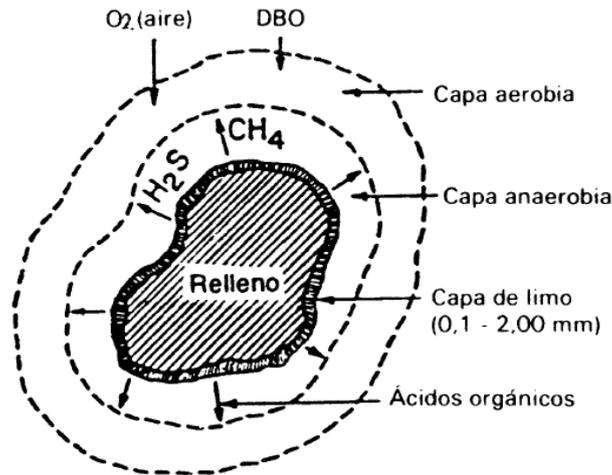


Figura 2.13 Biopelícula de un filtro percolador (Ramalho, 1996).

En la Tabla 2.5 se muestran las ventajas y desventajas de este proceso (Lessard y Bihan, 2003).

Tabla 2.5 Ventajas y desventajas de los filtros percoladores, (Lessard y Bihan, 2003).

VENTAJAS	DESVENTAJAS
Fácil operación.	Estancamiento por lodos.
Bajos costos de mantenimiento Y operación.	Problemas de malos olores
Proceso confiable	Generación de moscas.
Fácil remoción de lodos por Sedimentación	No es posible tener un control de la operación
Es capaz de tratar agua residuales Industriales Resiste cargas altas.	Es necesario un tratamiento primario y secundario de sedimentación

Los filtros percoladores son generalmente clasificados, de acuerdo a su superficie o carga orgánica (Chernicharo y Gonçalves, 2007).

- **Filtros de baja carga:** Es un dispositivo relativamente sencillo y de funcionamiento sumamente seguro, que produce una cantidad estable de efluente, sin perjuicio de que el efluente sea de naturaleza cambiante. Predomina en él una gran población de bacterias nitrificantes, por lo que el efluente es pobre en amoníaco y rico en nitritos y nitratos, La pérdida de carga a través del filtro puede ser 1.5 – 3 m, lo que puede ser un impedimento si el terreno es demasiado plano para permitir la circulación por gravedad. Con una pendiente favorable, la posibilidad de utilizar la circulación por gravedad es una ventaja. Sin embargo, los filtros de este tipo también tienen algunos inconvenientes. Los olores son un problema frecuente, especialmente si el agua residual es poco reciente o séptica o si el tiempo es cálido. Los filtros no deberán colocarse en donde los olores puedan causar problemas. Las moscas (psychoda) se desarrollarán en los filtros, a menos que se tomen medidas de precaución para su control.
- **Filtros de media y alta carga:** La recirculación del efluente final o efluente del filtro permite la aplicación de mayores cargas orgánicas. La recirculación del efluente desde el clarificador del filtro percolador permite que este tipo de filtro alcance la misma eficiencia de eliminación que los filtros normales o de baja carga. La recirculación del efluente alrededor del filtro da como resultado el retorno de organismos viables. Se ha observado que éste método de operación mejora, con frecuencia, la eficiencia del tratamiento. La recirculación evita la obstrucción del filtro y reduce los problemas derivados del olor y las moscas. Los filtros de alta carga pueden alcanzar una carga hidráulica de  $60 \text{ m}^3 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{d}^{-1}$  en horas pico, mientras que la carga orgánica puede ser tan alta como  $1.80 \text{ kg DBO} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$ , para filtros con medio plástico (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005).

En la Tabla 2.6 se presentan las características típicas de los diferentes tipos de filtros percoladores (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005).

**Tabla 2.6 Características típicas de los diferentes tipos de filtros percoladores, (Von Sperling & Augusto de Lemos Chernicharo, 2005).**

Condiciones de operación	Intermedios			De alta carga	
	Baja carga	Carga media	Alta carga	Carga media	desbaste
Medio de empaque	Piedra	Piedra	Piedra	Plástico	Piedra/ Plástico
Carga hidráulica ( $\text{m}^3 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{d}^{-1}$ )	1-4	3.5-10	10-40	12-70	45-185
Carga orgánica ( $\text{kg DBO} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$ )	0.1-0.4	0.2-0.5	0.5-1	0.5-1.6	Por arriba de 8

Efluente recirculado	Mínimo	Ocasional	Siempre	Siempre	Siempre
Moscas	Muchas	Variable	Variable	Pocas	Pocas
Perdida de biomasa	intermitente	Variable	Continuo	Continuo	Continuo
Profundidad	1.8 a 2.5	1.8 a 2.5	0.9 a 3.0	3.0 a 12	0.9 a 6.0
% Remoción de DBO	80 a 85	50 a 70	65 a 80	65 a 85	40 a 65
Nitrificación	Intensa	Parcial	Parcial	Limitada	Ausente

### 2.7.2 Biodiscos

En los últimos cinco años, con la participación de las estaciones de tratamiento, los Biodiscos ahora se consideran como una opción para el tratamiento de aguas residuales de las ciudades pequeñas y medianas empresas

Los biodiscos son sistemas que fueron desarrollados para obtener el tratamiento biológico aerobio de las aguas residuales. En caso de estos sistemas, la biomasa se presenta simultáneamente en la forma de crecimiento asistido. En la Figura 2.14, se presenta un diagrama de una unidad típica de tres etapas. Cada etapa está formada por una serie de discos no muy separados, normalmente fabricados de poliestireno o polietileno con diámetros comprendidos entre 3 a 4 m. Estos discos se mantienen paralelos entre si y unidos a un eje horizontal que pasa a través de sus centros. Los ejes tienen longitudes de 7.5 m aproximadamente, pudiendo alojar de esta forma un gran número de discos (Ramalho, 1996).

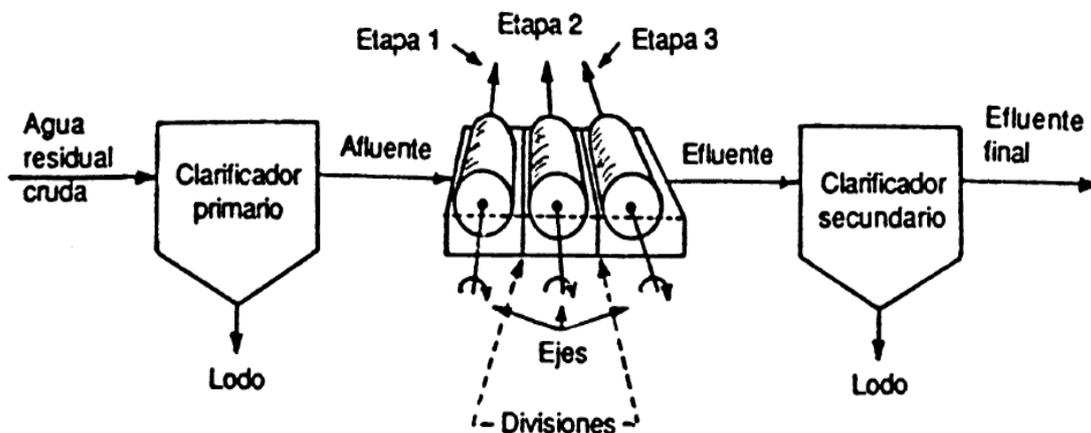


Figura 2.14 Esquema de un biodisco (Fuente: Ramalho, 1996).

El agua residual primero pasan lo el sistema de decantación en donde los sólidos, arenas y grasas son retenidos.

Posteriormente pasa a los biodiscos. Estas unidades se disponen en tanques divididos por paredes, la alimentación del agua residual pasa a través de estos tanques en serie de forma tal que los ejes se mantienen ligeramente por encima de la superficie del líquido. Los ejes se encuentran en constante rotación por acciones mecánica (1 a 2 rpm) donde un 40% de la superficie de los discos se encuentra sumergida o por medio del aire, donde un 90% de la superficie de los discos se encuentra sumergida (Gonçalves, 2007). Se forma gradualmente un

limo biológico de 1 a 3 mm d espesor que comienza a depositarse en las superficies de los discos.

En la primera etapa de los biodisco se elimina primero la materia orgánica disuelta por oxidación de la misma, posteriormente el nitrógeno por preoxidación a nitratos y en la última etapa se lleva a cabo la reducción nitrógeno gas en medio anóxico gracias a bacterias especializadas que consiguen digerir los nitratos y reducirlos a formas más simples.

El efluente de la última etapa del sistema de biodiscos fluye a un clarificador secundario tal como se muestra en la Figura 2.14. Generalmente los sistema de biodiscos se diseñan para un valor total de la DBO, efluente de la última etapa del orden de 10-25 mg·L<sup>-1</sup> del cual la tercera parte es soluble y aproximadamente dos terceras partes resultan insolubles (Ramalho, 1996).

Debido a que los tiempos de residencia hidráulica son bajos, normalmente menos de una hora y con ello la concentración de biomasa en suspensión es pequeña, la mayoría de la DBO que se remueve en los sistemas de biodiscos se debe a la biopelícula y solo del 4 al 10% a la biomasa en suspensión (Lessard y Bihan, 2003).

Algunas ventajas y desventajas de los sistemas de biodiscos se presentan en la Tabla 2.7 (Lessard y Bihan, 2003).

**Tabla 2.7 Ventajas y desventajas de los biodiscos, (Lessard y Bihan, 2003).**

<b>VENTAJAS</b>	<b>DESVENTAJAS</b>
Altas eficiencias de remoción 75 a 85%.	Altos costos por obra civil, equipamiento, mantenimiento y operación
Sólidos en suspensión y Microorganismos 95 a 99%.	Mayor capacitación para operadores.
Efluente parcialmente nitrificado	Producción de lodos inestables
Efluente para reusó agrícola	Es necesario un tratamiento primario y secundario de sedimentación
Tecnología simple.	
Menor requerimiento de equipo Electromecánico.	

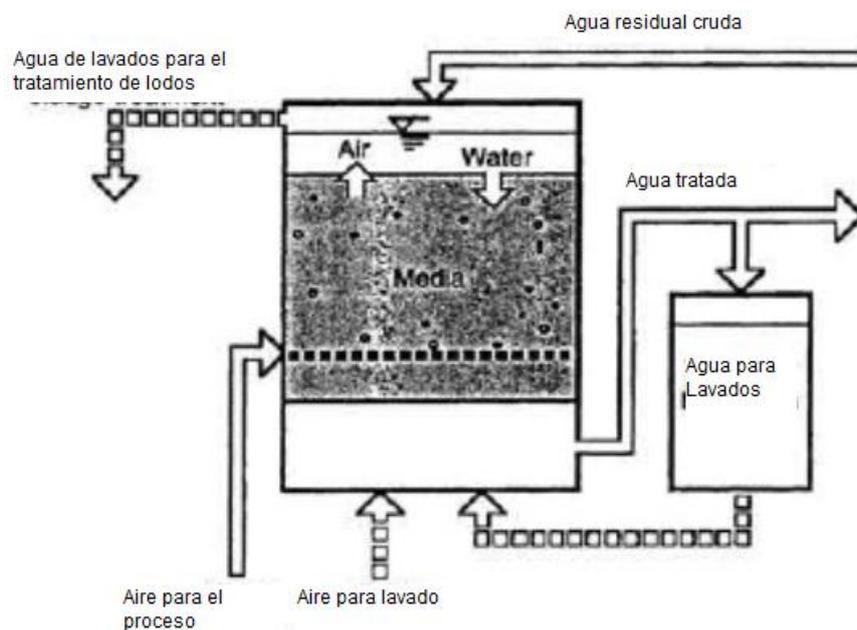
### **2.7.3 Biofiltros aireados de lecho sumergido**

La posibilidad de lograr la oxidación del carbono con la nitrificación-desnitrificación en el mismo reactor es probablemente una de las principales razones para que su uso sea cada vez mayor. Esta tecnología fue desarrollada para la retención de sólidos en suspensión y para la oxidación de la materia orgánica soluble en el mismo reactor (Gonçalves, 2007).

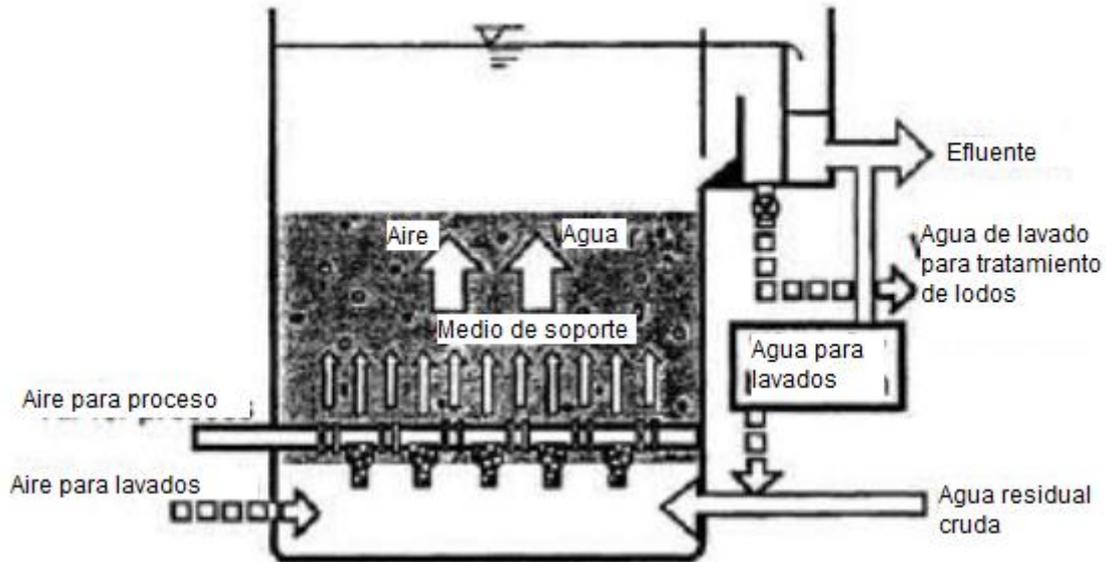
El tratamiento del agua mediante biofiltros aireados de lecho sumergido se realiza en un tanque con un lecho de un material poroso, sumergido por debajo del nivel del agua, a través del cual el agua residual y el aire fluyen permanentemente. Los reactores están constituidos por tres fases (Gonçalves, 2007):

1. Fase sólida. Está constituida por el medio de soporte y las colonias de microorganismos que se desarrollan en forma de biopelículas.
2. Fase líquida. Compuesta del líquido en permanente movimiento a través del medio poroso.
3. Fase gaseosa. Formada por la aireación artificial y en una escala menor por los gases generados de la actividad biológica.

El lecho está constituido generalmente por medios de soporte con un tamaño de partícula de 3-5 mm y una superficie específica de 300 a 500 m<sup>2</sup>·m<sup>-3</sup>. La aireación para la oxidación se realiza en la base del biofiltro y los flujos de agua pueden ser hacia arriba o hacia abajo, dando dos tipos principales de biofiltros: biofiltros de flujo ascendente o descendente. En la Figura 2.15 y Figura 2.16 se presentan los biofiltros de flujo descendente y ascendente respectivamente (Lessard y Bihan, 2003).



**Figura 2.15 Biofiltro aireado con lecho sumergido y flujo descendente (Lessard y Bihan, 2003).**



**Figura 2.16 Biofiltro aireado con lecho sumergido y flujo ascendente (Lessard y Bihan, 2003).**

La DBO y/o  $N-NH_4$  son removidos por medio de oxidación al pasar la corriente líquida por la biopelícula. El oxígeno es suministrado por difusores. Estos procesos incluyen reactores empacados de flujo ascendente, reactores empacados de flujo descendente y reactores fluidizados de flujo ascendente (Metcalf & Eddy, 2003).

Diferentes autores sugieren los siguientes criterios de diseño:

- Carga hidráulica de  $2$  a  $5 \text{ m}^3 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$ .
- Carga orgánica de  $6$  a  $8 \text{ kg DQO} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$ .

Los biofiltros son capaces de alcanzar diferentes objetivos: oxidación de la materia orgánica, tratamiento secundario o terciario de nitrificación y desnitrificación, remoción fisicoquímica de fósforo (Gonçalves, 2007).

La segunda generación de biofiltros aireados con lecho sumergido incluye un soporte flotante hecho de un material sintético, con una densidad menor que la del agua. Estos reactores se denominaron de lecho flotante. La biomasa se desarrolla básicamente sobre la superficie del soporte flotante pero la dinámica del flujo del agua y la aireación provocan fuerzas cortantes que causan un constante desprendimiento de partes de la biopelícula que sale del reactor con el efluente quedando una cantidad de biomasa en estado suspendido dentro del reactor. Esto elimina la desventaja del sistema original relacionada con el retrolavado o regeneración del filtro, en la cual se requiere de grandes cantidades de agua y aire para extraer el exceso de lodo acumulado en el lecho (Lessard y Bihan, 2003).

En la Tabla 2.8 se presentan las principales ventajas de estos procesos (Metcalf y Eddy, 2003).

**Tabla 2.8 Ventajas y desventajas de los biofiltros aireados con lecho sumergido, (Metcalf y Eddy, 2003).**

VENTAJAS	DESVENTAJAS
Requiere de un área pequeña para su instalación.	Es un sistema más complejo en términos de la instrumentación y control.
La habilidad de tratar fácilmente las aguas residuales	Limitaciones económicas y de escala
No genera una gran cantidad de lodos en comparación con el procesos de lodos activados	Generalmente tiene un costo elevado
Los tiempos de retención hidráulica son menores de 1 a 1.5 horas.	

Ahora las líneas de investigación sobre filtros aireados con lecho sumergido, están enfocadas a desarrollar reactores más compactos capaces de operar una carga hidráulica de 10 a 33  $\text{m}^3 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$ , lograr la remoción de nitrógeno por medio de la nitrificación desnitrificación en un mismo reactor y la remoción de fósforo a través de la operación de reactores en secuencia (Lessard y Bihan, 2003).

### 2.7.3.1 Aspectos importantes de estos sistemas

- **Dirección del flujo**

La dirección del flujo de aire y agua determina las principales características de operación. La dirección del flujo puede ser co-corriente o contra-corriente (Gonçalves, 2007).

Co-corriente: El agua y el aire de proceso se introducen en sentido ascendente o descendente.

Contra-corriente: La corriente de agua residual es descendente y el aire ascendente o viceversa.

- **Material de empaque**

El propósito de los medios de empaque es el proporcionar un soporte sólido y estable para la capa biológica, para exponer la máxima área superficial al flujo de líquido bajo tratamiento y la superficie húmeda al contacto del aire. Este debe ser inerte a las sustancias en contacto con él, de manera que no inhiba el crecimiento de la capa microbiana (Gonçalves, 2007).

El material debe ser suficientemente fuerte físicamente para soportar su propio peso y el de la lama asociada, y que no se desintegre durante un período de tiempo. La configuración del empaque debe tener muchos espacios entre las superficies adyacentes, para que pueda crecer la película microbiana sin que los intersticios queden bloqueados, y permitir así el flujo del líquido y el aire a través del lecho.

Los tipos de empaques en uso común se pueden clasificar en dos grupos: medios minerales o convencionales, y medios especialmente fabricados, de reciente desarrollo, construidos generalmente con materiales plásticos. Los empaques plásticos se denominan a menudo medios para reactores de alta tasa. El término alta tasa se refiere a la carga removida en el sistema. Aún que los medios de soporte de plástico, especialmente fabricados, son muy adecuados para reactores de alta tasa; ciertos tipos de medios minerales convencionales también se utilizan en tratamientos de alta tasa (Gonçalves, 2007).

- **Empaques convencionales**

Los medios minerales se han utilizado durante mucho tiempo como materiales de empaque de percoladores, principalmente en las plantas de tratamiento de aguas residuales. Comúnmente se usan piedras cuidadosamente seleccionadas y el coque metalúrgico, las escorias de altos hornos y los empaques de cerámica especialmente fabricados para el contacto entre el gas y el líquido (Gonçalves, 2007). Se ha tenido éxito en la utilización de materiales más baratos, como los escombros o ladrillos rotos; sin embargo, tienden a desmoronarse después de cierto tiempo, de manera que el lecho se bloquea con el medio desintegrado.

- **Medios plásticos de empaque**

Los materiales ligeros como plásticos y otros materiales sintéticos, tienen un uso cada vez mayor ya que tienen una gran superficie de soporte para la película microbiana, así como para otras operaciones de contacto entre gases y líquidos, como por ejemplo, el enfriamiento evaporativo del agua (Gonçalves, 2007).

Los medios sintéticos tienen grandes espacios de huecos, en general mayores del 90%, con amplios espacios intersticiales en el empaque, y pesan aproximadamente la décima parte de lo que pesan los medios minerales convencionales. Esta ligereza en el peso, permite utilizar lechos mucho más profundos, donde las capas inferiores del empaque son capaces de resistir el peso de la biomasa adherida al empaque con una profundidad del lecho de 7 a 10 m.

Se debe observar, que con estos medios de empaque de peso ligero, el peso de la biopelícula puede ser tres y hasta cuatro veces mayor al peso del empaque seco. La alta fracción de espacios vacíos y los amplios espacios intersticiales permite aplicar al lecho grandes cargas de nutrientes orgánicos sin correr el riesgo de obstruir el lecho, debido al excesivo crecimiento de la película microbiana. Previendo estas circunstancias, la configuración de ciertos tipos de medios de soporte fabricados, está diseñada para aumentar el desprendimiento. (Gonçalves, 2007).

- **Sistemas de aireación**

La mayoría de los biofiltros aireados sumergidos tienen sistemas de aireación artificial, compuestas por compresores o bombas de aire, tuberías de conducción y difusores. La red de difusores se encuentra dentro del biofiltro, en casos extremadamente raros, la aireación puede estar instalada fuera del biofiltro. En sistemas anóxicos usados como reactores para la desnitrificación el sistema de inyección de aire no existe. En este caso los biofiltros operan en dos fases en condiciones hidráulicas más favorables, comparación con el tipo de biofiltros que opera con tres fases (Gonçalves, 2007).

#### **2.7.4 Biofiltros de lecho móvil (MBBR)**

Los biofiltros de lecho móvil fueron desarrollados en la Universidad de Ciencia y Tecnología de Noruega, en colaboración con una empresa noruega Kaldnes Miljøteknologi (ahora AnoxKaldnes AS). El primer MBBR se instaló en 1989. Aún que es una tecnología relativamente nueva, en la actualidad hay muchas instalaciones en todo el mundo, tanto en los sectores municipales e industriales. El MBBR es un reactor de mezcla completa, flujo continuo a través de un proceso que combina los beneficios de película fija y los procesos de crecimiento en suspensión. Los beneficios incluyen una mayor capacidad de tratamiento, la mejora de las características de sedimentación, mejora la estabilidad del proceso y reducción de la producción de lodos (Metcalf y Eddy, 2003). El proceso puede ser utilizado ya sea como un sistema 1) pre-tratamiento por delante de un sistema de lodos activados existente para aumentar la remoción de materia orgánica, 2) como un tratamiento biológico por sí solo para la eliminación de la DBO, la nitrificación y/o desnitrificación o 3) una modificación de un procesos de lodos activos existentes para ayudar a aumentar la capacidad global de la nitrificación del sistema existente.

Este proceso utiliza elementos de plástico pequeños (del orden de 7 a 22 mm de diámetro efectivo) para apoyar el crecimiento de la biopelícula en el reactor. La parte de crecimiento suspendido del híbrido está diseñado como un reactor de mezcla completa. Es comúnmente mezclado con aireación, pero también se puede mezclar con un mezclador mecánico. El proceso no utiliza un flujo de lodo de retorno. Los medios de comunicación (típicamente de polietileno) se forma en una geometría para proporcionar un área superficial elevada (250 a 515 m<sup>2</sup>·m<sup>3</sup>). Tiene una densidad cerca de la del agua (= 0.96 g·cm<sup>3</sup>). Los reactores se llenan normalmente de un tercio a dos tercios de su volumen de vacío con los medios de comunicación. Debido a su forma, a menos de 15 por ciento del agua se desplaza. Una pantalla a través de la toma de corriente se utiliza para impedir que los medios de salir del tanque de aireación. La aireación es típicamente por difusores de burbujas gruesos ( Mackenzie L., 2010).

### 2.7.5 Comparación de la remoción de nitrógeno obtenida entre diferentes sistemas

Algunos rangos de rendimiento sostenible esperados para la más probable combinaciones de procesos de eliminación de nitrógeno procesos se dan en la siguiente Tabla 2.9 (US, EPA, 2002).

**Tabla 2.9 Rangos de remoción de nitrógeno para diferentes sistemas de tratamiento, (US, EPA, 2002)**

PROCESOS	PORCENTAJE DE REMOCIÓN DE NITRÓGENO
Filtros de arena con recirculación	40-50
Filtros de arena con recirculación para un tanque séptico o un filtro anaerobio de flujo ascendente	70-80
Tanque séptico con un sistema de biomasa Fija con recirculación hacia un tanque séptico o un filtro anaerobio de flujo ascendente	65-75
Reactores secuenciales por lotes	50-80
Separación de la fuente y remoción	60-80
Separación de la fuente y sistemas de tratamiento Aplicado	40-60
Filtro de arena intermitente con un filtro anaerobio de flujo ascendente	55-75

### 2.8 Casos de estudio sobre la remoción de nitrógeno y materia orgánica con sistemas de biomasa adherida

En la Tabla 2.10, se presentan algunos casos de estudio sobre la remoción de nitrógeno, utilizando tratamientos biológicos avanzados con biomasa adherida.

Tabla 2.10 Casos de estudio sobre remoción de nitrógeno.

TÍTULO	DESCRIPCIÓN.	RESULTADOS
Remoción de nitrógeno de aguas residuales usando un reactor con doble biofiltro con flujo continuo	Hsieh <i>et al.</i> (2003), Combinaron en un solo reactor un soporte permeable para desarrollo de biomasa adherida y una membrana a través de la cual se alimentaba una fuente de carbono y sobre su superficie se desarrolló una biopelícula desnitrificante para la remoción de nitrógeno en aguas residuales por medio de la nitrificación seguida de la desnitrificación	Eficiencia de 96.5% en la zona de nitrificación y 82% en la zona de desnitrificación.
Características de la remoción de nitrógeno por un sistema de biofiltros	El sistema consta de dos biofiltros sumergidos, en donde se combina la zona anóxica y la de nitrificación. El objetivo de este estudio fue estudiar el efecto de la carga hidráulica y la tasa de recirculación sobre la remoción de nitrógeno. Se utilizó agua residual sintética (Ouyang <i>et al.</i> , 2000).	Se obtuvo una remoción del 90% de DQO y del 75.2% para un tiempo de retención hidráulico de 12 horas. También se concluyó que la remoción de N-T fue siempre dependiente de la nitrificación pero no de la desnitrificación, ya que la desnitrificación fue completa en el biofiltro anóxico. La carga hidráulica solo afectó a la nitrificación pero no en la remoción de materia orgánica y en la desnitrificación
Un novedoso sistema de doble membrana para la nitrificación y desnitrificación simultánea en un solo tanque	Este sistema consta de dos módulos con distintos tipos de membrana sumergidas en un mismo tanque. A través de una de las membranas se suministraba metanol como fuente de carbono y sobre su superficie se desarrollaba una biopelícula desnitrificante. Por la otra membrana se inyectaba oxígeno puro y sobre la superficie de esta membrana se desarrollaban las bacterias nitrificantes (Chang <i>et al.</i> , 1999).	La tasa de remoción de nitrógeno estuvo entre 2.9 y 3.4 gN·m <sup>-2</sup> ·d <sup>-1</sup> (la tasa está relacionada con el área superficial de la membrana). Se observó que con concentraciones altas de metanol la velocidad de desnitrificación se incrementaba.

TÍTULO	DESCRIPCIÓN.	RESULTADOS
Remoción simultánea de nitrógeno y fósforo en un sistema de dos biofiltros.	El estudio consta de la operación de un sistema de dos biofiltros idénticos en serie que opera en condiciones anaerobias y aerobias. (Park <i>et al.</i> , 2000).	Los resultados obtenidos indican que la remoción de nutrientes en este sistema se ve afectada por la proporción de DQO/N-T y DQO/P-T, la velocidad de carga del nitrógeno y el TRH. Al igual que el nitrito y el nitrato producido en el biofiltro aerobio afectan negativamente a la remoción de fósforo.
Influencia de la carga hidráulica y el flujo de aire en la remoción de nitrógeno de aguas residuales municipales con un reactor de película fija sumergida.	Gálvez <i>et al.</i> , (2003) Realizaron pruebas con un sistema de biofiltros que consistía en un filtro aerobio sumergido de flujo descendente para remover materia orgánica y llevar a cabo la nitrificación seguido de un biofiltro anóxico de flujo ascendente para la desnitrificación. Nitrógeno, el tratamiento consta de una nitrificación y una posdesnitrificación. Se utilizó arcilla como soporte y metanol como fuente de carbono.	Con una carga de $0.71 \text{ m}^3 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$ , TRH de 1.6 y un flujo de aire de $25.6 \text{ m}^3 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$ se obtuvo una remoción de nitrógeno de $0.64 \text{ kgN} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$ y un 75% de eficiencia de remoción de DQO.
Remoción integrada de materia orgánica, fósforo y nitrógeno en un sistema de filtros (biofiltros) en serie anaerobio/anóxico/ aerobio en condiciones dinámicas	El trabajo consistió de la operación en serie de los tres biofiltros. Los reactores fueron alimentados en serie durante 200 días, con TRH de 2.27 y 0.66 d. para el BFANA y de 1.7 a 0.5 d. para el BFANX con una carga máxima de $1.5 \text{ kg DQO} \cdot \text{m}^{-3} \cdot \text{d}^{-1}$ . (Correa <i>et al.</i> , 2004).	Se obtuvo una remoción de 90 y 96% para DQO, de 80 y 90% para fósforo total y de 65 y 70% de nitrógeno total.

TITULO	DESCRIPCIÓN.	RESULTADOS
Nitrificación desnitrificación de las aguas residuales porcinas usando cerámica porosa y anillos de plástico como medio de soporte en dos etapas del reactor de biopelícula fija.	Este estudio evaluó el desarrollo de un reactor de biomasa inmovilizada con una zona nitrificación y desnitrificación. El flujo de oxígeno fue $> 4.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , el TRH fue de 12h.	Los resultados experimentales indican una eficiencia de remoción de DQO y $\text{N-NO}_x$ fueron de 83 y 76 % respectivamente.
Remoción de nitrógeno de aguas residuales de la ganadería y cría de aves mediante un sistema de reactores de biopelícula en secuencia.	Xiao <i>et al.</i> , (2010). En su trabajo usaron un sistema de reactores de biopelícula en secuencia operando en tres modelos de aireación. Variando el tiempo de aireación y de no aireación en cada modelo.	Los mejores resultados se obtuvieron con el modelos 2 (3 h de aireación, 1.5 h de no aireación, 1.5 h de aireación, 1 h de no aireación), obteniendo una eficiencia de remoción del 96.1% para el $\text{N-NH}_3$ y del 92.1% para el NT.
Tratamiento biológico avanzado de aguas residuales utilizando un reactor con cintas de polietileno	Se trabajó con un biofiltro de lecho sumergido de flujo ascendente, cual fue conformado por tres zonas diferente, anaerobia, anóxica y aerobia (Gutiérrez <i>et al.</i> , 2010).	La mayor remoción de materia orgánica (61%) y PT (39%) se obtuvo con una carga de $4.73 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}\cdot\text{d}^{-1}$ , un TRH de 1.35 h. La remoción de nitrógeno amoniacal y total, de 71% y 66% respectivamente, se observó utilizando una carga orgánica de $1.27 \text{ kgDQO}\cdot\text{m}^{-3}\cdot\text{d}^{-1}$ , con un TRH de 2.4 horas y una recirculación de 100%.

## CAPÍTULO 3 METODOLOGÍA

En estudios previos, en el Instituto Mexicano de Tecnología del Agua se ha desarrollado un sistema de tratamiento de aguas residuales de pequeñas comunidades usando un reactor biológico aerobio con lecho sumergido elaborado de cinta de polietileno (Mijaylova y Moeller, 2010), denominado BIOSTAR, que ya ha sido implementado en el tratamiento de aguas residuales de varias instituciones y escuelas en Morelos, México DF y otras localidades del país. Para aumentar la capacidad de remoción de nitrógeno de este se propone implementar zonas anóxicas con biomasa inmovilizada ubicadas de dos diferentes formas dentro del reactor.

En la primera opción se propone que la zona anóxica este debajo de la zona aerobia en el centro del reactor. En la segunda opción la zona anóxica se ubicará de manera concéntrica en la periferia de la zona aerobia. A continuación se presenta la descripción detallada tanto del reactor BIOSTAR, como de las dos modificaciones propuestas. Tres reactores, uno el BIOSTAR y dos modificados con zonas anóxicas, integran el sistema experimental utilizado en esta investigación.

### **3.1 Sistema experimental**

#### **3.1.1 Descripción del reactor BIOSTAR**

El reactor BIOSTAR que en este estudio se denominará R1, en su interior tiene un cilindro metálico el cual delimita una zona central donde se realiza el proceso de biodegradación (biofiltro) y una zona periférica donde se realiza el proceso de sedimentación de los sólidos suspendidos. La base inferior tiene forma cónica para la acumulación de biomasa desprendida y sedimentada (zona de acumulación del lodo). Esto permite que en un solo reactor se tenga el biofiltro y el sedimentador juntos.

El biofiltro es de tipo lecho sumergido aireado, flujo continuo descendente, empacado con cinta de polietileno de fabricación propia denominada CRP (Cinta reforzada de polietileno). La cinta está fija a una flecha metálica vertical, la cual gira por medio de un motor y de esta manera se provoca un movimiento circular constante del soporte, el cual mejora la transferencia de masa y oxígeno, y el desprendimiento de la biomasa en exceso.

En la Figura 3.1 se muestra el esquema del sistema de tratamiento desarrollado. El agua residual se recolecta en un tanque de recepción (cárcamo) del cual es bombeada al biorreactor. El agua entra por la parte superior del biofiltro y es distribuida uniformemente sobre la superficie de la zona central a través de distribuidor cilíndrico con perforaciones laterales. El agua pasa a través del lecho y en la parte inferior de este cambia de dirección hacia la superficie de la zona periférica (zona de sedimentación). El volumen del lecho es de  $0.71 \text{ m}^3$ . El efluente se recolecta desde la parte superior de esta zona. En la parte inferior de la zona central están instalados difusores de piedra porosa, que distribuyen el aire el cual es suministrado por un soplador centrífugo. El lodo sedimentado se acumula en la zona inferior de fondo cónico y de allí se realizan extracciones periódicas.

El reactor R1 cuenta con un sistema de recirculación del efluente que como se ha demostrado en estudios previos permite aumentar la remoción de nitrógeno amoniacal cuando esto es necesario (Mijaylova y Moeller, 2010).

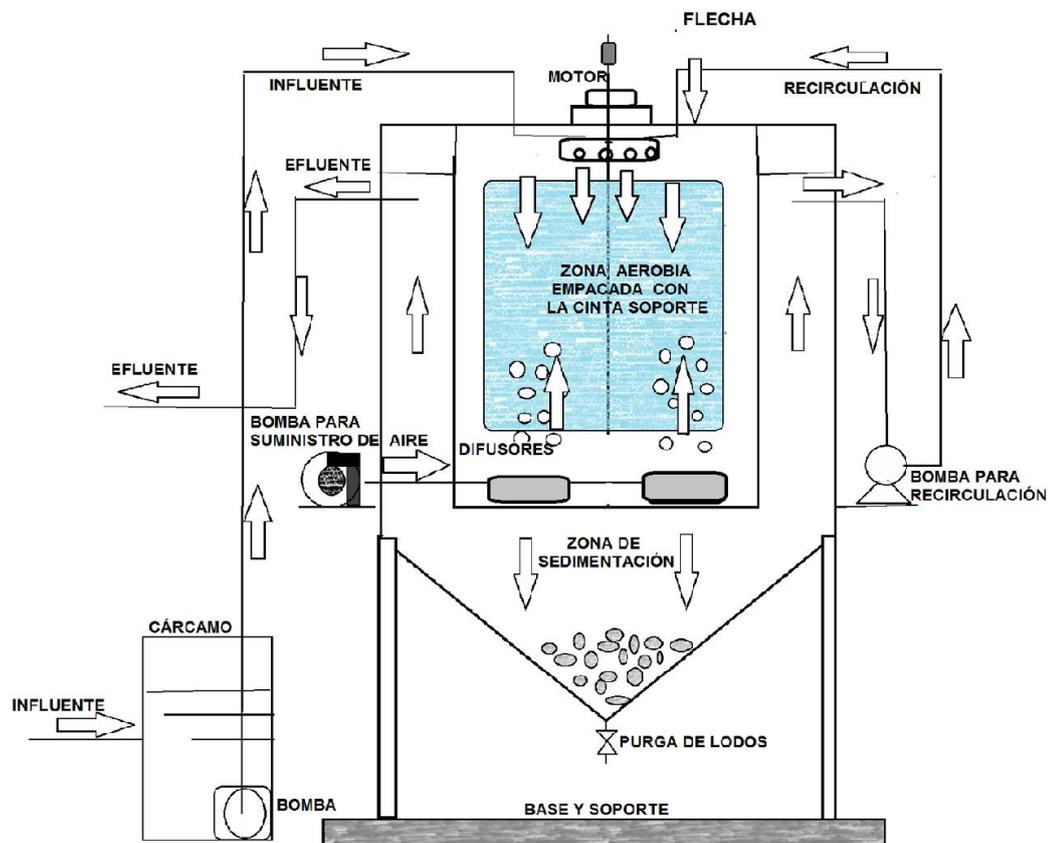


Figura 3.1 Esquema del reactor BIOSTAR (reactor R1).

En la Figura 3.2 y Figura 3.3 se presentan imágenes del reactor R1 ya instalado en la PTAR. En estas imágenes podemos observar claramente el reactor principal, la zona activa central en donde se encuentra el empaque constituido por la cinta (zona aerobia), la zona periférica o zona de sedimentación, las líneas de alimentación y recirculación, el motor de la flecha metálica que permite que esta gire. En la Figura 3.3 podemos observar que el reactor cuenta con un panel de control de los motores.



Figura 3.2 Imagen de la parte superior del reactor R1 instalado en la PTAR.



Figura 3.3 Imagen de la parte lateral derecha del reactor R1.

### 3.1.2 Descripción del reactor con zona anóxica debajo de la aerobia

La primera propuesta de modificación consistió en conservar el diseño del sistema base del cual se parte, pero implementar una zona anóxica debajo de la zona aerobia del lecho empacado. Esto se logró aumentando la altura del lecho empacado e instalando los difusores a una altura igual a la mitad de la altura total del lecho. La parte superior es zona aerobia y la parte inferior zona anóxica. El volumen del lecho de la zona aerobia y del lecho de la zona anóxica son de  $0.55 \text{ m}^3$  cada uno. En la Figura 3.4 se muestra el esquema del reactor que en este estudio se denomina R2.

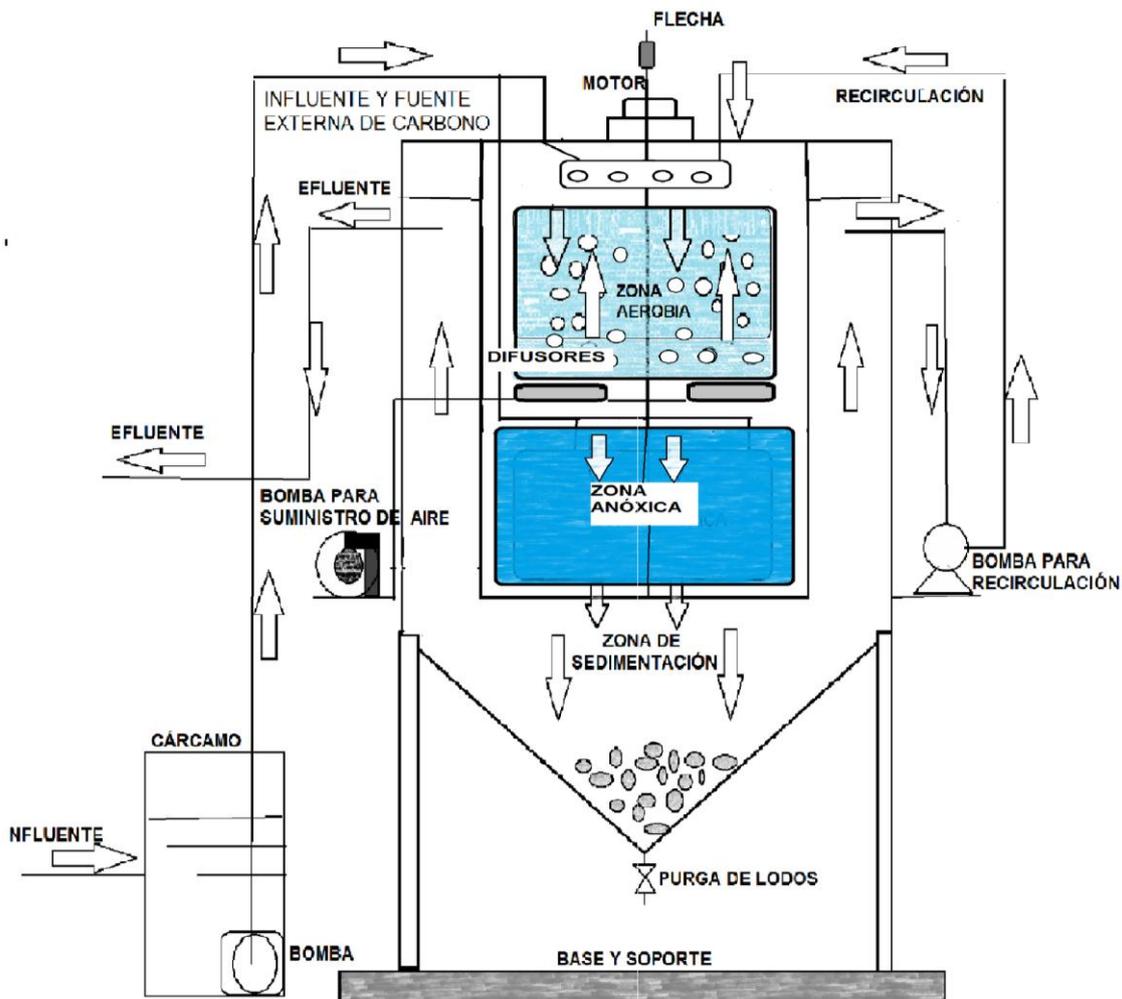


Figura 3.4 Esquema de la primera propuesta (reactor R2).

Como se puede observar en el esquema anterior, la introducción y distribución del influente al reactor R2 es igual que en el R1. La zona periférica del R2 se conserva como zona de sedimentación y la zona inferior cónica es para la acumulación de los lodos generados. Se utilizan el mismo tipo de difusores de aire y de soplador. En el caso de reactor R2 se ha implementado una desviación del tubo de alimentación del influente que se dirige hacia la zona anóxica con el objetivo de evaluar la necesidad de un suministro parcial de agua residual hasta esta zona para usar la materia orgánica que esta tiene como fuente de carbono para las bacterias desnitrificantes. El reactor R2 cuenta también con un sistema de recirculación del efluente.

En la Figura 3.5 se presenta una fotografía de la parte lateral izquierda del reactor R2. La altura del reactor R2 es mayor que la del R1 lo que permite que en la parte central debajo de la zona aerobia se cuente con una zona anóxica empacada con el mismo material usado en la zona aerobia. El reactor R2 cuenta con líneas de alimentación, algunos puntos de muestreo y el motor de la flecha metálica del reactor.



**Figura 3.5 Fotografía lateral izquierda del reactor R2 instalado en la PTAR.**

En la Figura 3.6 se muestra la parte superior del reactor. En la zona central del reactor se encuentra el empaque y el distribuidor central con orificios circulares por donde se distribuye el influente. Se logra apreciar la parte periferia correspondiente a la zona de sedimentación, así como las líneas de alimentación hacia la zona aerobia, anóxica y la línea de recirculación.



**Figura 3.6 Fotografía de la parte superior del reactor R2.**

### ***3.1.3 Descripción del reactor con zona anóxica periférica***

La segunda opción de modificación consistió en conservar el diseño estructural del sistema base del cual se parte, pero implementar una zona anóxica en la zona periférica donde antes se llevaba a cabo la sedimentación. A este reactor se le denominó R3 y su esquema se presenta en la Figura 3.7. La zona periférica se empacó con cinta de polietileno insertada sobre dos ejes circulares metálicos ubicados a una distancia de 27 y de 81 cm desde el fondo del cilindro central.

La alimentación del agua se realiza en la parte superior del biofiltro central, el agua pasa a través del lecho empacado central de forma descendente, posteriormente cambia de dirección y pasa de forma ascendente a través de la zona anóxica periférica empacada con cinta de polietileno. El volumen del lecho de la zona aerobia es de  $0.71 \text{ m}^3$  y del lecho en la zona anóxica es de  $0.67 \text{ m}^3$ . El volumen del lecho en la zona anóxica en R3 fue de  $0.9 \text{ m}^3$  (durante la experimentación se redujo de  $1.3$  a  $0.9 \text{ m}^3$ ). El efluente se recolecta desde la parte superior de la zona anóxica. Los difusores se instalaron en el fondo del biofiltro central, igual que en el caso de R1. Parte de la biomasa desprendida se sedimenta en la zona debajo del empaque, se acumula en la zona cónica inferior de donde se extrae periódicamente.

Parte de los floculos penetran en la zona empacada periférica (zona anóxica) y se depositan sobre la cinta. Esta materia puede ser utilizada como fuente de carbono por las bacterias desnitrificantes, pero también puede provocar saturación del lecho. La evaluación de estos fenómenos es uno de los objetivos de la investigación. En el caso de R3, igual que en R2 se puede hacer una desviación de una parte del

influyente hasta la entrada a la zona anóxica para evaluar la necesidad de un suministro parcial de agua residual hasta esta zona con la finalidad de usar la materia orgánica que esta tiene como fuente de carbono para las bacterias desnitrificantes. El reactor R3 cuenta también con un sistema de recirculación del efluente.

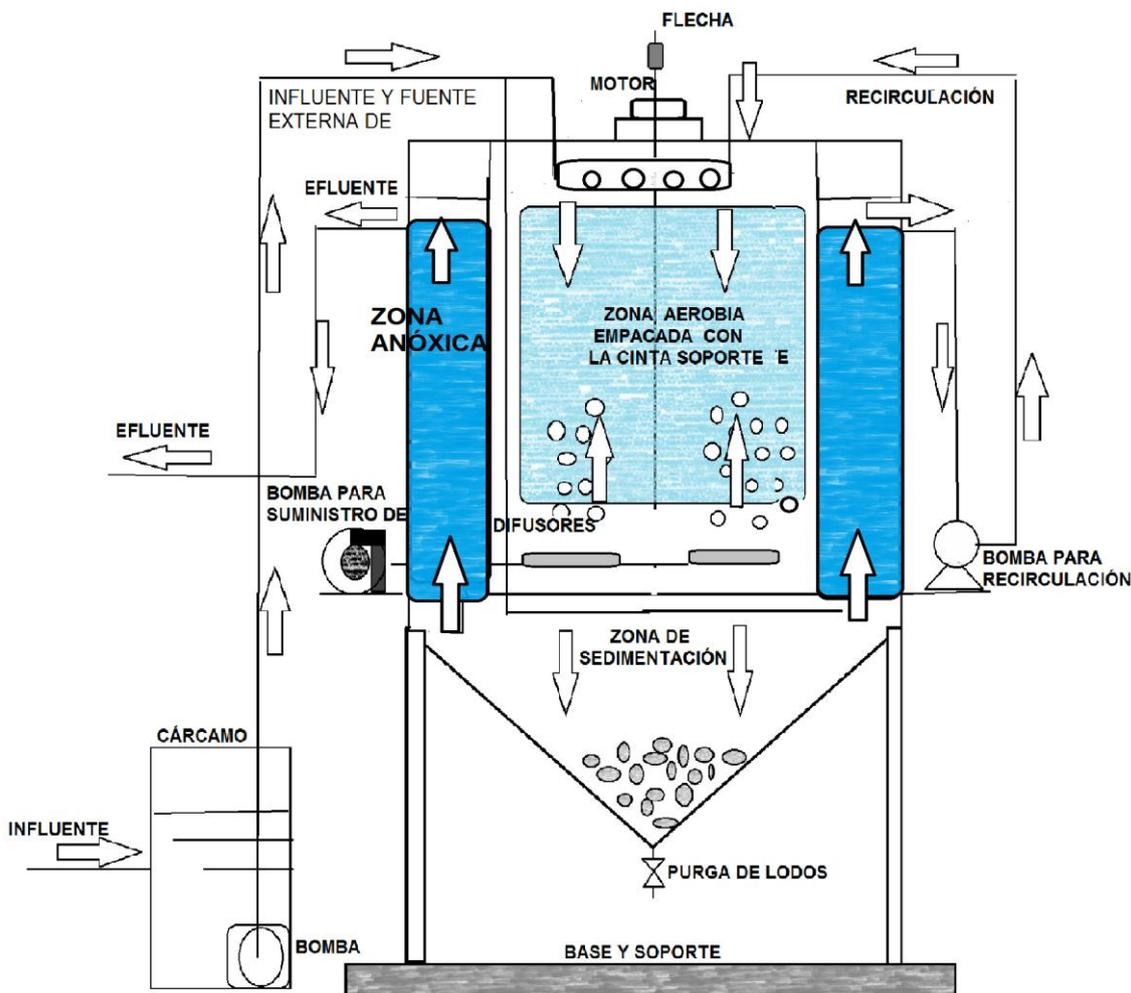


Figura 3.7 Esquema de la segunda propuesta (reactor R3).

En las Figura 3.8 y Figura 3.9 se presentan fotografías del reactor R3 instaladas en la planta, en donde se observa claramente lo descrito anteriormente sobre las partes y el funcionamiento del reactor R3.

En la Figura 3.8 se muestra una fotografía de la parte lateral derecha del reactor R3, en donde se observan las líneas de alimentación, salida y recirculación del sistema. También se puede observar la cinta de la zona periférica que corresponde a la zona anóxica. Este reactor al igual que los anteriores tiene un panel de control para el arranque y paro del sistema de aireación y del motor de la flecha metálica.



**Figura 3.8 Fotografía lateral derecha del reactor R3.**

En la Figura 3.9 se presenta la fotografía de la parte lateral izquierda, en donde se muestran las líneas de alimentación para la zona aerobia y anóxica, los puntos de muestreo del reactor y la caja de distribución de la línea principal del influente que vienen desde el cárcamo de la PTAR, desde esta caja de distribución es posible controlar el caudal de entrada a cada reactor.



**Figura 3.9 Fotografía de la parte lateral izquierda del reactor R3.**

Como se mencionó anteriormente en la descripción de los tres reactores, es necesario purgar periódicamente los sólidos sedimentados en la parte cónica de cada reactor, por lo cual se decidió hacer un pequeño lecho de secado, hacia donde se dirigirá cada purga que se realice y ahí se dejara hasta que el lodo este seco y posteriormente se juntará con el lodo de la planta para su posterior tratamiento. En la Figura 3.10 se presenta una fotografía del lecho de secado.



**Figura 3.10 Fotografía del lecho de secado de lodos.**

### 3.1.4 Medio de soporte

El medio de soporte en las tres opciones de reactor es una cinta de polietileno de baja densidad que ya se ha utilizado en otros proyectos como medio de soporte, obteniendo muy buenos resultados. Para elaborar el empaque de la zona central la cinta es cortada y fijada a una flecha metálica vertical, la cual gira por medio de un motor y de esta manera se provoca un movimiento circular constante del soporte, el cual mejora la transferencia de masa y oxígeno, y el desprendimiento de la biomasa en exceso.

Las características de la cinta de polietileno de baja densidad son las siguientes:

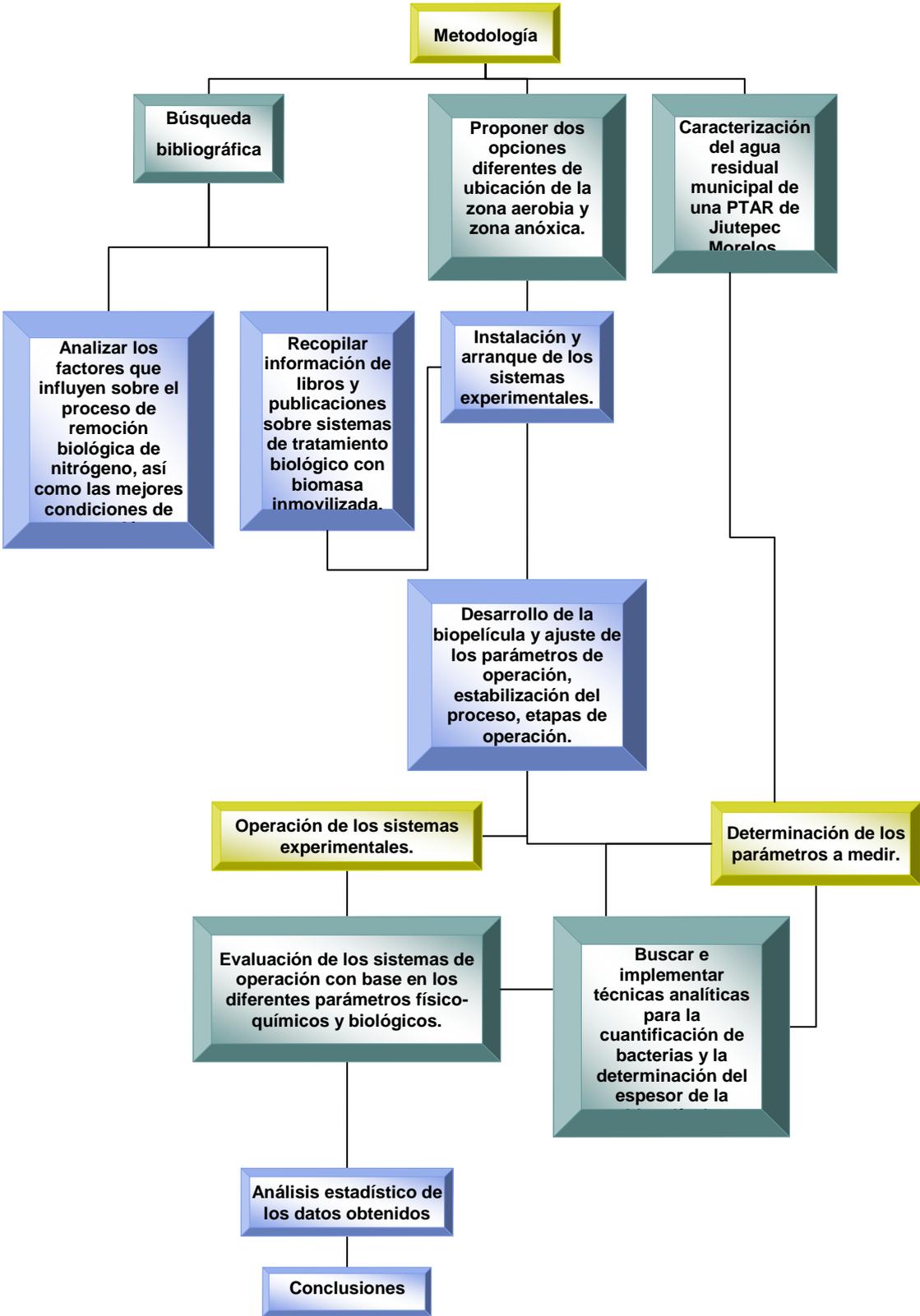
- La cinta es de polietileno de baja densidad estabilizada con rayos UV.
- Sus dimensiones son de 3 cm de ancho y un espesor de 0.85 mm.
- La cinta de polietileno esta reforzada con 2 cordones de alta densidad a lo largo de toda la cinta.

En la Figura 3.11 se presenta una fotografía de la cinta y el empaque utilizado en los reactores del sistema experimental. Con base en la longitud de la cinta utilizada para la elaboración del lecho y su ancho se determinó el área biodisponible y el área específica del lecho la cual fue de  $1098 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-3}$ . En evaluaciones anteriores ya se había determinado el porcentaje de espacios vacíos del lecho el cual es mayor del 98%.



**Figura 3.11** Fotografía de la cinta y el empaque utilizado en los reactores.

3.2 Diagrama de flujo de la metodología



### 3.2.1 Fuente de carbono para las bacterias desnitrificantes

Las bacterias encargadas de los procesos de remoción de nitrógeno son bacterias autótrofas y heterótrofas, las cuales necesitan de un fuente de carbono para su desarrollo (Metcalf y Eddy, 2002). Uno de los principales factores que afectan el diseño de los reactores de desnitrificación incluye la cantidad de sustrato necesaria para la oxidación del nitrógeno presente en el efluente. Para determinar los requerimientos de sustrato es necesario tomar en cuenta las reacciones de óxido reducción y los coeficientes de rendimiento biológico (Clifford *et al.*, 1992).

Para el proceso de desnitrificación la relación DQO/N necesaria para el proceso dependerá de la composición de la materia orgánica. Se pueden utilizar diferentes sustratos como fuente de carbono externa, metanol, ácido acético, glucosa, agua residual cruda etc. Se han realizado diferentes estudios con estas fuentes de carbono, obteniendo valores de esta relación desde 3 hasta 9 (Metcalf y Eddy, 2002, Carrera, 2001). La relación teórica para favorecer la actividad desnitrificante es 2.86 a 3.5 gDQO por gN-NO<sub>3</sub> (López *et al.*, 2000). El diseño de los reactores experimentales R2 y R3 se realizó considerando usar agua residual cruda ya que el utilizar otra fuente de carbono implicaría un mayor costo en el tratamiento del influente. Por lo tanto la relación empleada fue:...

### 3.3 Parámetros de operación y etapas del experimento

Para realizar el estudio se utilizó agua residual municipal de una planta de tratamiento de aguas residuales municipales del municipio de Jiutepec, Morelos. El sistema se alimentó con agua proveniente desde la entrada a la planta de tratamiento de aguas residuales municipales. Se operaron en paralelo los tres reactores experimentales anteriormente descritos, uno con el diseño original, y otros dos con las modificaciones propuestas para realizar esta investigación.

Los parámetros y las variables de operación, así como las etapas en las que se desarrolló la parte experimental se encuentran en la Tabla 3.1.

**Tabla 3.1 Parámetros de operación y etapas del sistema experimental.**

PARÁMETRO	ETAPAS	
	Estabilización del proceso	Evaluación
Carga orgánica superficial en la zona aerobia [g · m <sup>-2</sup> · d <sup>-1</sup> ]	10-30	15-20
Gasto [L · s <sup>-1</sup> ]	0.2-0.5	0.25
TRHaer [h]	0.3-1.0	1.0 R1 y R3 0.8 R2
TRHanox [h]	0.3-1.2	0.8 R2 1.2 R3
Duración de la etapa [d]	130	136

El proyecto se llevó a cabo en 2 etapas:

- En la primera etapa se desarrolló la biomasa sobre el lecho de la zona aerobia y anóxica del reactor, sin inocular los reactores con algún microorganismo nitrificante o desnitrificante, así como la estabilización del proceso en cada uno de los reactores.
- En la siguiente etapa se realizó la evaluación y comparación de los tres reactores bajo condiciones similares de operación: el influente fue el mismo para los tres reactores, el mismo sistema de aireación, las mismas condiciones ambientales. El volumen del lecho en la zona aerobia de R1 y R3 fue de 0.71 m<sup>3</sup> y en la de R2 fue de 0.55 m<sup>3</sup>. Debido a esta diferencia los TRH en la zona aerobia fueron de 0.8 h en R2 y de 1.0 h en R1 y R3. El volumen del lecho en la zona anóxica en R2 fue de 0.55 m<sup>3</sup> y en R3 fue de 0.9 m<sup>3</sup> (durante la experimentación se redujo de 1.3 a 0.9 m<sup>3</sup>). Así el TRH en el lecho de la zona anóxica de R2 fue de 0.8 h y en el de R3 de 1.2 h.

### 3.4 Evaluación del sistema

Para el seguimiento del proceso en los tres reactores experimentales se medirán diferentes parámetros los cuales fueron seleccionados con base en los objetivos planteados para el trabajo de tesis. En las Tabla 3.2 y Tabla 3.3 se presentan los parámetros a evaluar, los puntos de muestreo y la frecuencia con la que se realizaron. Para el sistema del BIOSTAR® original únicamente se muestrearon el influente y efluente.

**Tabla 3.2 Parámetros físico-químicos, puntos y frecuencia de muestreo.**

PARÁMETROS	UNIDADES	FRECUENCIA	PUNTOS DE MUESTREO				
			INFLUENTE	ZONA AEROBIA	EFLUENTE DE LA ZONA AEROBIA	ZONA ANÓXICA	EFLUENTE
SST	mg·L <sup>-1</sup>	1 vez por semana	X				X
SSV			X				X
DBO			X				X
DQO			X		X		X
N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>			X		X		X
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>			X		X		X
N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>			X		X		X
NTK			X		X		X
PT			X		X		X
Alcalinidad	mg·L <sup>-1</sup>	Diario	X		X		X
Temperatura	°C		X				X
pH	N/A		X	X		X	X
OD	mg·L <sup>-1</sup>			X		X	
POR				X		X	

**Tabla 3.3 Parámetros para la caracterización de la biomasa.**

PARÁMETROS	UNIDADES	FRECUENCIA	PUNTOS DE MUESTREO	
			ZONA AEROBIA	ZONA ANÓXICA
Cantidad de biomasa, medida como SST y SSV	g·m <sup>2</sup>	1 Vez por semana	X	X
			X	X
Cuantificación de Nitrosomonas	NMP·mL <sup>-1</sup>	2 Veces por mes	X	X
Cuantificación de Nitrobacter			X	X
Cuantificación de Desnitrificantes			X	X
Grosor de biopelícula	μ		X	X

### 3.5 Métodos analíticos

En la Tabla 3.4 se presentan las técnicas utilizadas para medir cada parámetro físico-químico y biológico.

**Tabla 3.4 Técnicas de análisis de los parámetros.**

PARÁMETRO	TÉCNICA ANALÍTICA
SST	Método gravimétrico de acuerdo a la NMX-AA-34 y Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, No. 2540 (2001).
SSV	Método Gravimétrico de acuerdo a la NMX-AA-34 y Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, No. 2540 (2001).
DBO <sub>5</sub>	DBO en 5 días de acuerdo a la NMX-AA-028 y Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, No. 5210 (2001).
DQO	Espectrofotometría de acuerdo a la NMX-AA-30 y Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, No. 5220 (2001).
N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	Espectrofotometría HACH 8038, Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, No. 4500 (2001) y de acuerdo a la NMX-AA-026.
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	Espectrofotometría de acuerdo y la NMX-AA-099.

N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Espectrofotometría de acuerdo a la NMX-AA-079.
NT y NTK	Espectrofotometría HACH 10072, Standard Methods for Examination of Water and Wastewater 4500 (2001) y de acuerdo a la NMX-AA-026.
PT	Espectrofotometría de acuerdo a la NMX-AA-029.
Alcalinidad total	De acuerdo a la NMX-AA-036
Temperatura	Medición directa de acuerdo a la NMX-AA-007
pH	Medición directa de acuerdo a la NMX-AA-008
OD	Medición directa de acuerdo a la NMX-AA-012
POR	Medición directa con electrodo.
Cantidad de biomasa, medida como SST y SSV	Técnica descrita por Gutiérrez (2009) modificada con base en los resultados obtenidos en esta investigación.
Cuantificación de Nitrosomonas	Standard Methods for Examination of Water and Wastewater No. 9245 (2008).
Cuantificación de Nitrobacter	Standard Methods for Examination of Water and Wastewater No. 9245 (2008).
Cuantificación de Desnitrificantes	Técnica reportada en Britton y Greeson (1987).
Espesor de biopelícula	Técnica desarrollada en esta investigación. Uso de microscopio Olympus BX60

Para observar el desarrollo de la biopelícula sobre el material seleccionado como soporte de los microorganismos se realizó un experimento en laboratorio usando un reactor aerobio elaborado de acrílico con un volumen útil de 6 L, el TRH fue de 2 h, el caudal fue de 50 mL·min<sup>-1</sup>, el sistema se operó durante un periodo de 3 meses y se alimentó con agua residual de la PTAR del IMTA. Puesto que el objetivo de instalar este sistema experimental fue el de lograr la formación de la biopelícula en el medio de soporte y así poder obtener muestras para la implementación de las técnicas, solo se realizaron mediciones sobre la remoción de nitrógeno amoniacal y pH.

La biomasa adherida se utilizó para la implementación de las técnicas sobre la cuantificación de *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, de acuerdo al Standard Methods for Examination of Water and Wastewater No. 9245. Para implementar la técnica de cuantificación de las bacterias desnitrificantes se usaron muestras de la biomasa del reactor aerobio-anóxico de la PTAR del IMTA.

La descripción detallada de las técnicas; para la determinación de la biomasa sobre la cinta de polietileno, la medición del espesor de la biopelícula, así como para la cuantificación de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes se encuentra en el apartado de los anexos 1, 2, 3 y 4 de este trabajo de investigación.

## CAPÍTULO 4 RESULTADOS

### *4.1 Implementación de las técnicas para la caracterización de la biopelícula*

#### *4.1.1 Cuantificación de bacterias nitrificantes y desnitrificantes*

En la Figura 4.1 se muestra la fotografía del sistema experimental instalado para observar el desarrollo de biopelícula sobre el medio utilizado en el reactor BIOSTAR y sus modificaciones, así como para realizar la implementación de las técnicas analíticas para la caracterización de la biopelícula. Como se observa en la fotografía el sistema contaba con un tanque de almacenamiento de aguas residuales del cual se alimentaba al sistema usando una bomba peristáltica. El aire fue suministrado usando dos pequeños sopladores que generalmente se utilizan para peceras, y se dispersaba en el reactor a través de difusores de piedra porosa. También se contaba con un pequeño sedimentador para el efluente del reactor.



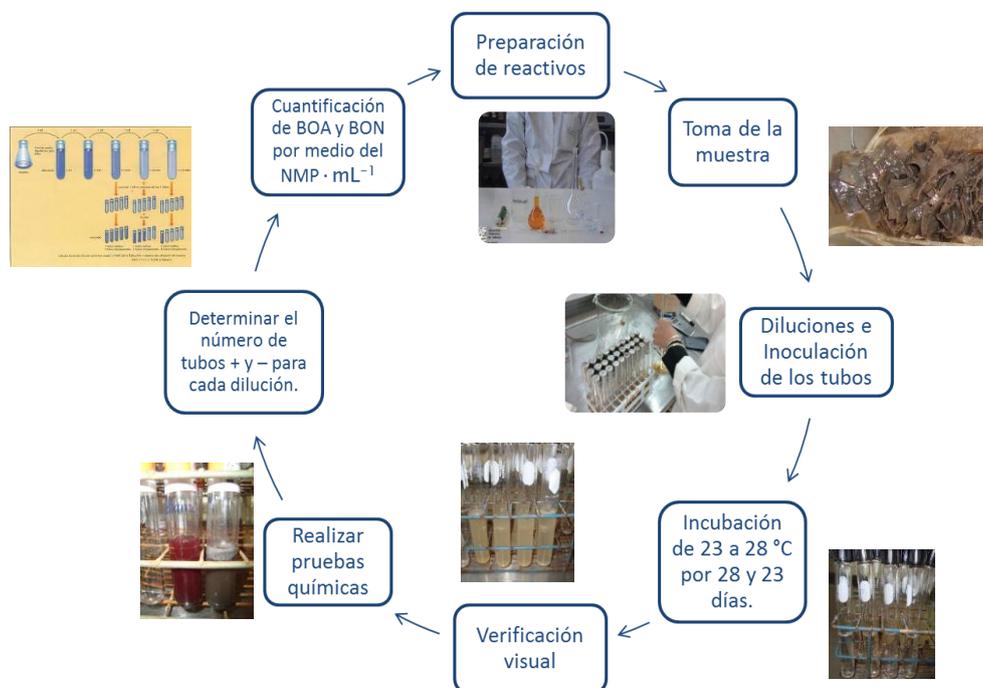
**Figura 4.1 Sistema experimental utilizado para observar el desarrollo de la biopelícula y para la implementación de técnicas de su caracterización.**

Después de 40 días de operación se observó una biopelícula densa sobre la superficie de la cinta empacada. En la Figura 4.2 se presenta una fotografía de la biopelícula que se desarrolló sobre el soporte. Con el objetivo de verificar si después de los 40 días de operación ya había remoción de nitrógeno, lo cual sería un indicio de la presencia de bacterias nitrificantes, se realizaron algunas determinaciones de la remoción de nitrógeno amoniacal y la concentración de nitratos en el efluente. Después de 1 mes de operación el sistema ya había logrado una remoción promedio del 79.6% de nitrógeno amoniacal.



**Figura 4.2 Biopelícula desarrollada sobre el medio de soporte del sistema experimental.**

Para la implementación de las técnicas de la cuantificación de las bacterias nitrificantes se tomó una muestra de la biopelícula y se procedió a la cuantificación de las bacterias nitrificantes, a la par se tomó una muestra de la PTAR del IMTA para la cuantificación de las bacterias desnitrificantes. En la Figura 4.3 y 4.4 se presentan los diagramas del procedimiento realizado para la cuantificación de las bacterias nitrificantes y desnitrificante.



**Figura 4.3. Diagrama del procedimiento utilizado para la cuantificación de las bacterias nitrificantes.**



**Figura 4.4. Diagrama del procedimiento utilizado para la cuantificación de las bacterias desnitrificantes.**

En la Tabla 4.1 se presentan los resultados de la cuantificación de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes realizadas con las técnicas implementadas en muestras tomadas el día 15 desde el arranque del sistema experimental. Se observa que la cantidad de bacterias en el reactor biológico es pequeña en comparación con los resultados reportados en algunas publicaciones (Van Gylswyk, 1961, Gaitán, 2006 y Díaz 2006). Esto se atribuye al lento crecimiento de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes. Durante el proceso analítico se probaron diferentes métodos de procesamiento de las muestras y diferentes diluciones.

**Tabla 4.1. Cantidad de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes durante la implementación de la técnica.**

Parámetros (resultados promedio)	Muestra del sistema a escala laboratorio
BOA, NMP·100 mL-1	170
BON, NMP·100 mL-1	240
B.Desnitrificantes, NMP·100 mL-1	1320 (muestra de la PTAR del IMTA)

### 4.1.2 Cuantificación de la biomasa en el soporte

En el Anexo 1 se describe detalladamente la cuantificación de la biomasa adherida sobre el soporte sintético, las modificaciones realizadas a este procedimiento comparado con los usados anteriormente fueron el tiempo de sonificación y la concentración de la solución de metanol. El tiempo de sonificación fue aumentado a 60-90 minutos dependiendo del espesor de la biopelícula y el metanol usado fue puro, ya que las soluciones diluidas no desprendían completamente la biopelícula del soporte.

En la Tabla 4.2 se presentan los resultados obtenidos de la cantidad de la biomasa en donde podemos observar que los mejores resultados los obtuvimos para solución al 80 % y al 100 % de metanol. Lo cual significa que en una solución más concentrada de metanol, la biopelícula adherida al soporte se desprenderá más fácilmente que con una solución menos concentrada y lo cual nos dará valores más precisos sobre la cantidad de materia orgánica presente en el soporte sintético.

**Tabla 4.2. Cantidad de la biomasa determinada usando diferentes concentraciones del metanol.**

Concentración de la solución de metanol	SST <sup>-1</sup> (g·L <sup>-1</sup> )	SSV <sup>-1</sup> (g·L <sup>-1</sup> )	Cantidad de biomasa <sup>-2</sup> (gSST·m <sup>-2</sup> )	Cantidad de biomasa <sup>-2</sup> (gSSV·m <sup>-2</sup> )
100%	0.243	0.226	3.797	3.531
80%	0.278	0.215	4.344	3.359
70%	0.246	0.193	3.844	3.016
60%	0.200	0.173	3.125	2.703
50%	0.196	0.155	3.063	2.422

### 4.2 Caracterización del agua residual

Para la caracterización del agua residual influente a la PTAR, donde se instalaron los tres reactores experimentales y la cual se utilizó como modelo en la presente investigación, se realizaron 2 muestreos preliminares, recolectando muestras compuestas de 12 h, desde las 8:00 am hasta las 20:00 pm los días 5 y 8 de septiembre del 2012. Los parámetros que se midieron fueron: pH, temperatura, DQO<sub>T</sub>, NT, PT, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, SST, SSV y Alcalinidad. Los resultados de estos muestreos se presentan en la Tabla 4.3. En esta misma tabla se presentan y los promedios de estos parámetros obtenidos en varios muestreos que se han realizado desde hace varios años en esta PTAR, así como los promedios de los muestreos que se han realizado desde que se inició la operación de los reactores experimentales y durante los 236 días de este estudio.

Tabla 4.3. Características del agua residual.

Parámetro	Unidades	M1	M2	Promedio de datos histórico PTAR 2000-2011	Promedio de los muestreos
		Muestreos preliminares			
pH		7.22	7.14	7.19	7.41±0.19
Temperatura	°C	23.1	22.7	21.2	22.77±1.26
DQO t	mg·L <sup>-1</sup>	698	634	554	513±78
DBO <sub>5</sub> t	mg·L <sup>-1</sup>	-	-	-	315±46
NT	mg·L <sup>-1</sup>	16.01	17.00	47.12	47±7.86
PT	mg·L <sup>-1</sup>	8.00	11.03	37.61	11±1.04
N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	mg·L <sup>-1</sup>	0.031	0.020	0.221	0.052±0.042
N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	mg·L <sup>-1</sup>	0.010	0.001	0.360	0.200±0.028
N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	mg·L <sup>-1</sup>	15.83	16.41	27.32	30±7.5
SST	mg·L <sup>-1</sup>	160	100	184	165±70
SSV	mg·L <sup>-1</sup>	40	40	138	119±55
Alcalinidad	mg·L <sup>-1</sup>	197	224	-----	256±19.14
Grasas y aceites	mg·L <sup>-1</sup>	-----	-----	65.412	-----

Como se muestra en la Tabla 4.3, los resultados obtenidos se encuentran dentro del rango típico para aguas residuales de ciudades en desarrollo (Von y De Lemos, 2005), así como para aguas residuales típicas de concentración media según Metcalf y Eddy (2003). Por lo anterior el agua residual de la PTAR es adecuada para ser utilizada como modelo en esta investigación.

La concentración de nitrógeno y fósforo es mayor que la requerida para el desarrollo adecuado de los microorganismos. La relación de DBO:N:P sugerida es de 100:5:1 (Clifford et al., 1992; Metcalf y Eddy, 2003). Considerando que la DBO es alrededor de 60% del valor de DQO, se puede estimar que las concentraciones de NT y PT deben ser mayores de 14 y 3 mg·L<sup>-1</sup> respectivamente, lo cual se cumple como esto se puede ver en la Tabla 4.1. Uno de los principales objetivos de esta investigación es precisamente remover el exceso del nitrógeno presente en el agua residual simultáneamente con la remoción de la materia orgánica.

El pH, la temperatura y la alcalinidad son factores importantes en el desarrollo de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes. Los valores obtenidos para estos parámetros se encuentran dentro de los rangos típicos requeridos para el desarrollo de estas bacterias (EPA, 1993; Metcalf y Eddy, 2003).

### **4.3 Desarrollo, aclimatación de la biomasa y estabilización del proceso en los tres sistemas experimentales**

La operación de los tres sistemas experimentales inició el día 5 de septiembre del 2012 y duró 236 días. Con el objetivo de detectar posibles fallas en el funcionamiento de los reactores se decidió iniciar con un caudal de alimentación de  $0.5 \text{ L}\cdot\text{s}^{-1}$ , en cada reactor, ya que este fue el caudal máximo de diseño de los reactores. Durante la primera semana de operación únicamente se observó que no existieran fugas en algunos de los sistemas, algún tipo de fallas en el panel de control, en el sistema eléctrico, en el sistema de inyección de aire, en la alimentación del agua residual, etc. Después de una semana de arranque se inició con el muestreo de los sistemas experimentales. Los muestreos se realizaron dos veces por semana, los días martes y jueves. La purga de lodos de cada sistema se realizó de la misma manera.

De los dos primeros muestreos realizados se observó una remoción de la materia orgánica y del nitrógeno amoniacal en los tres reactores, aún cuando el caudal de operación fue de  $0.5 \text{ L}\cdot\text{s}^{-1}$  y la carga orgánica superficial (COS) de más de  $26.3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$ , muy alta para la etapa de aclimatación de los reactores en comparación con la COV reportadas en trabajos anteriores correspondientes al BIOSTAR® convencional (Mijaylova y Moeller, 2010), en donde la COS para la etapa de aclimatación fue de  $4 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$  y la COS más alta experimentada fue de  $18 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$ . Se decidió continuar operando bajo estas condiciones y evaluar el comportamiento de los tres reactores.

#### **4.3.1 Remoción de materia orgánica medida como DQO**

Los tres reactores R1, R2 y R3 fueron operados un total de 236 días. En las Figuras 4.5, 4.6 y 4.7 se presentan los resultados del seguimiento de DQO en el influente y en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Como se puede observar durante los primeros 38 días de operación de los reactores la DQO en el influente presentaba grandes variaciones en el intervalo  $400\text{-}700 \text{ mg L}^{-1}$  (promedio de  $483 \text{ mg L}^{-1}$ ) por lo cual la carga orgánica fue mayor que la deseada como se mencionó anteriormente (COS promedio fue de  $27.5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$  en R1 y R3, y de  $35.5$  en R2). En este período se observó el desarrollo de las biopelículas en los tres reactores, pero la DQO en los tres efluentes disminuía muy lentamente, por lo cual se decidió disminuir la carga y el día 43 desde el arranque se efectuó la disminución del caudal del influente de  $0.5$  a  $0.25 \text{ L s}^{-1}$ , ajustándose así a los valores previamente estudiados. Así se operó hasta el final del período experimental.

En cuanto se disminuyó la COS, se observó que la DQO en el efluente bajó rápidamente alcanzando valores menores de  $130 \text{ mg L}^{-1}$  en los días 57-66 desde el arranque. Para favorecer la estabilización del proceso y sobre todo al proceso de nitrificación, se decidió implementar la recirculación del efluente la cual se inició el día 71 desde el arranque. La relación de recirculación fue de  $Q_{\text{recirculación}}/Q_{\text{influyente}}$  de 1.0 y se mantuvo así durante el resto del período experimental.

Cabe mencionar que en los días 60-63 se presentó una desestabilización del proceso provocada por cortes en el suministro de energía eléctrica y reparaciones en el sistema de recolección del agua residual que causaron atascamiento con lodo en el tanque de recepción de la planta de tratamiento. Problemas como el corte de energía eléctrica y taponamientos de las tuberías debido a la gran cantidad de sólidos que están presentes en el cárcamo de la PTAR, lo cual además provocaba que la concentración de SST y SSV en el influente aumentara, se presentaron esporádicamente a lo largo de todo el periodo de operación. Por ejemplo, por un problema de ingreso de lodo al cárcamo de recepción del agua de la PTAR en la cual se instalaron los reactores, fue necesario sacar las bombas de alimentación mientras se hacía la limpieza (día 112 desde el arranque de los reactores experimentales). Hasta este día los reactores ya habían alcanzado valores de DQO en el efluente de  $100 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  pero todavía no se observaba el efecto del proceso de nitrificación, lo cual sucedió a partir del día 130 desde el arranque. Durante el período días 130-260 la DQO en el influente fue de  $504\pm 77 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , los días 166-176 se presentaron valores altos, hasta  $740 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , lo cual se atribuye a descargas intermitentes de actividades productivas que se realizan en las unidades habitacionales cuyas aguas residuales recibe la planta.

A pesar de esto los valores de DQO en los efluentes se mantuvieron bajos lo cual demuestra la estabilidad del proceso en los tres reactores. Los valores de DQO en el influente definieron las cargas orgánicas promedio en los reactores ya que el caudal del influente se mantenía constante, de  $0.25 \text{ L}\cdot\text{s}^{-1}$ . Así la COS en la zona aerobia fue de  $14.9\pm 3.2 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$  para R1 y R3 y de  $19.2\pm 4.1 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$  para R2. Los valores de DQO en los efluentes durante el período días 130-260 fueron de  $81\pm 11$ ,  $70\pm 24$  y  $62\pm 15 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente.

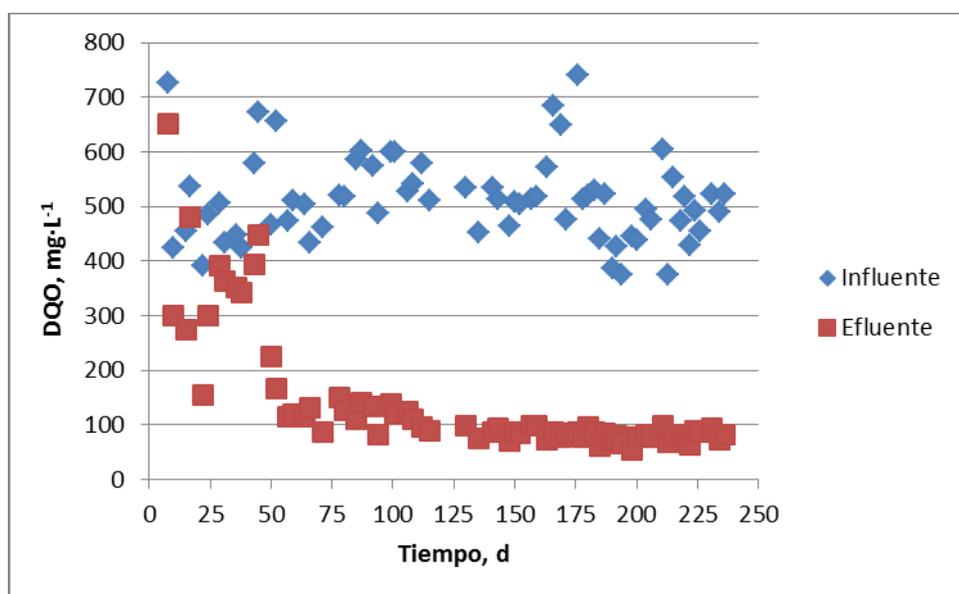


Figura 4.5. Variación de la DQO en el influente y efluente del reactor R1.

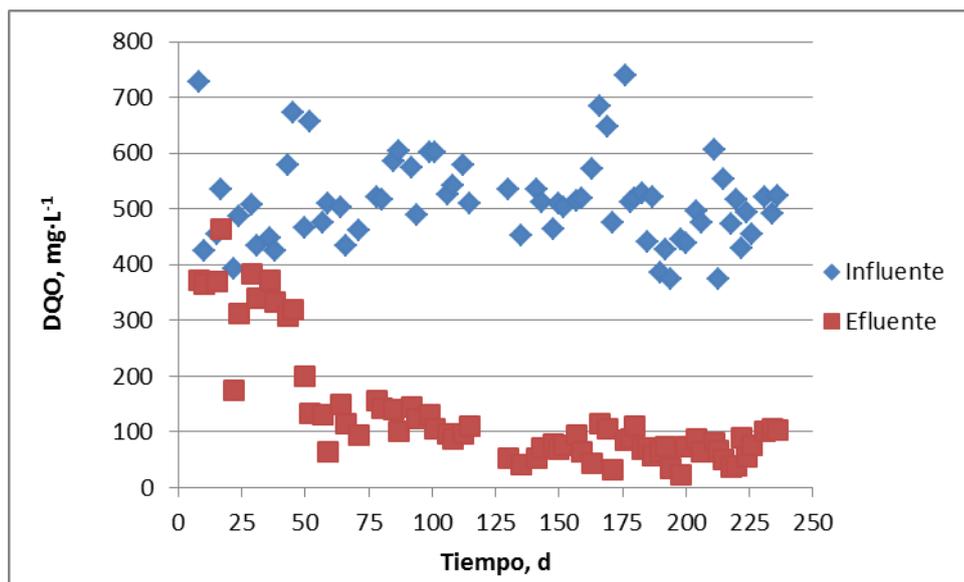


Figura 4.6. Variación de la DQO en el influente y efluente del reactor R2.

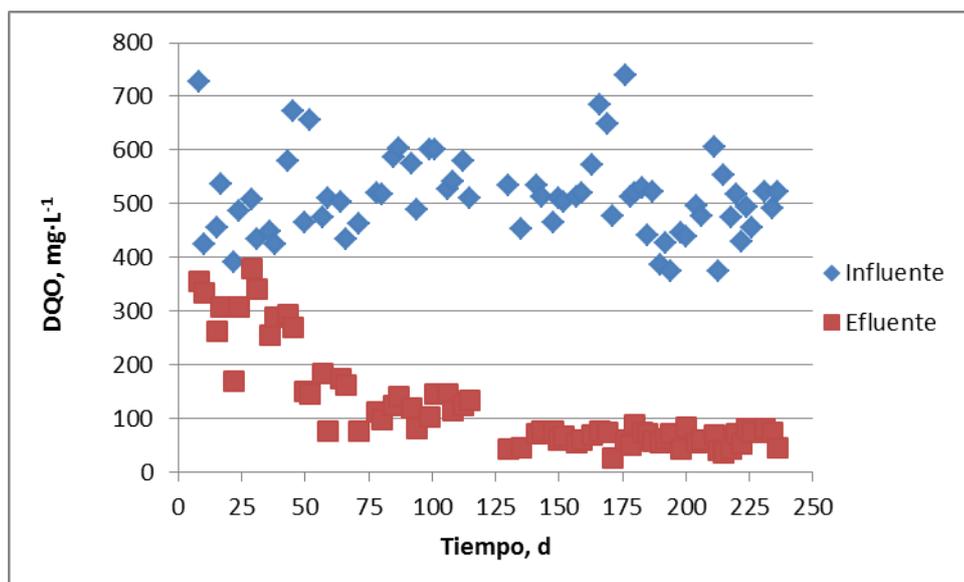


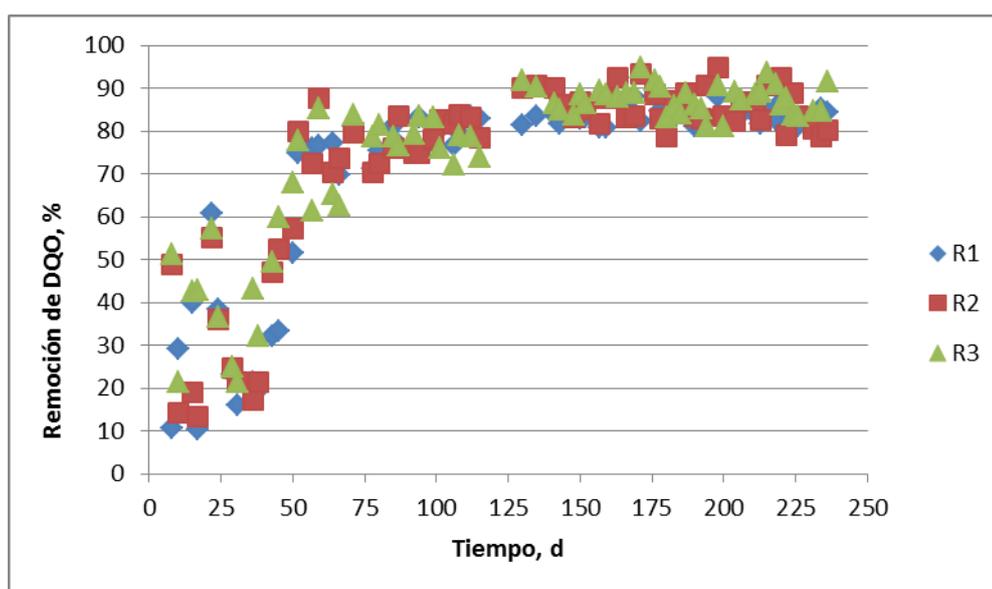
Figura 4.7. Variación de la DQO en el influente y efluente del reactor R3.

En la Figura 4.8 se presenta la evolución de las remociones de DQO en los tres reactores durante todo el período experimental. Durante los primeros 15 días de operación la remoción en el reactor R1 aumentó de 10 a 40%. En el R2 el día 8 desde el arranque se registró una remoción de 49%, pero después el día 10 y 15 se obtuvieron solo 14 y 19% de remoción respectivamente. Igual, en el R3 el día 8 se registró una remoción de DQO de 51%, después el día 10 bajó al 21% y el día 15 subió al 42%, similar a lo obtenido en el R1. De acuerdo a los resultados obtenidos la primera etapa del día 1 al 43 los tres reactores no tuvieron un buen desempeño de la remoción de materia orgánica, sin embargo, este tiempo sirvió para que se desarrollaran microorganismos sobre el soporte sintético, observándose una biopelícula delgada de microorganismos sobre el soporte.

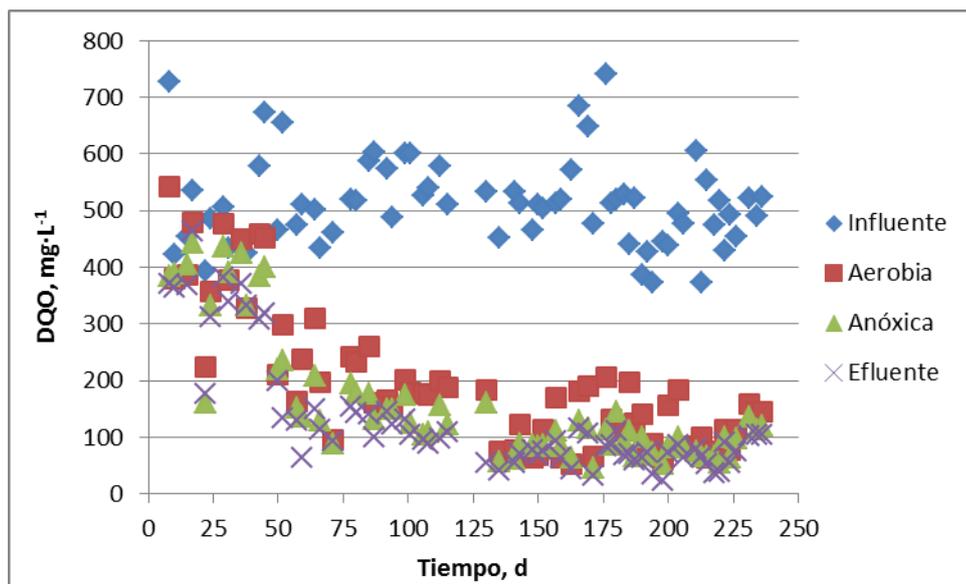
En el gráfico se puede observar que a partir del día 43, cuando se bajó la COS a la mitad, los tres reactores comenzaron a tener una mejora en la remoción de materia orgánica, incrementándose la remoción en el período días 43-66 de 32 a 77% para el R1, de 47% a 74% para R2 y de 50 a 70% para el reactor R3.

A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. Como se observa en la Figura 4.8, en el período días 71-115 la remoción siguió aumentando en los reactores R1 y R2 alcanzando 83-84%, mientras que en R3 alcanzó y se mantuvo alrededor de 83% durante los días 71-99 y después disminuyó ligeramente hasta 74%. Esto se atribuye al desprendimiento más intenso de biomasa atrapada en la zona periférica empacada. Fue necesario disminuir la altura del empaque que tal y como fue fabricado ocupaba prácticamente toda la profundidad de la zona periférica. Se ajustó el nivel del empaque a las condiciones de diseño (profundidad de 0.9 m) dejando una capa de agua libre de empaque de 0.3 m. Esto mejoró el funcionamiento del R3.

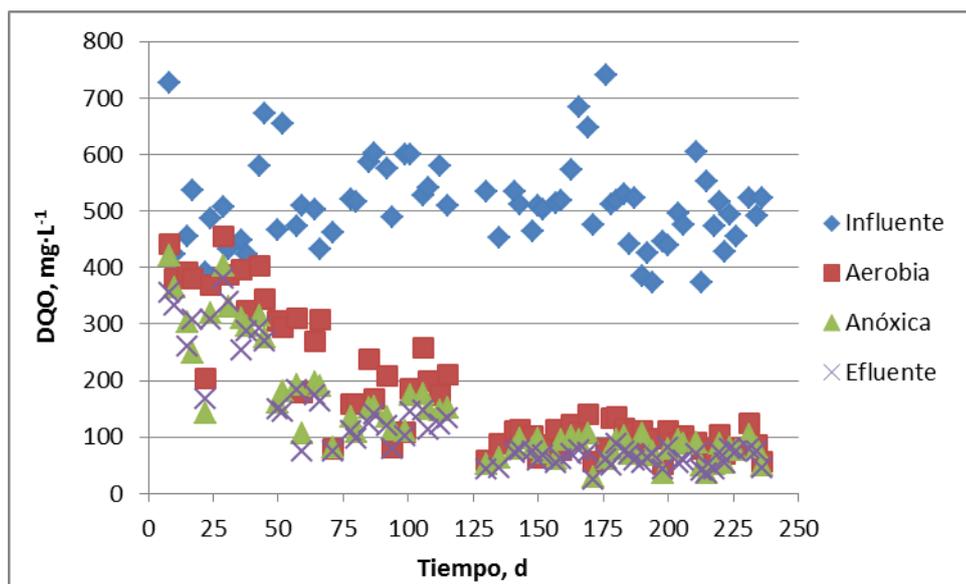
Después del día 130 los tres reactores tuvieron un comportamiento estable. Las remociones de DQO durante el período días 130-260 fueron de  $84\pm 2$ ,  $86\pm 4$  y  $88\pm 3\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente, es decir la mayor remoción de DQO se obtuvo en el R3. Se determinó que la desviación estándar en el R2 fue dos veces mayor comparada con la calculada para R1 y R3. Esto indica que el reactor R3 tuvo el mejor desempeño y estabilidad con base en el parámetro DQO. La mayor remoción de DQO en R2 y R3 comparada con R1 se puede atribuir a la mayor cantidad de biomasa en estos dos reactores ya que tienen una zona anóxica en la cual se desarrolla biomasa que consume materia orgánica. En este estudio se evaluó la contribución de esta zona en la remoción de materia orgánica y nitrógeno, así como la contribución de la zona de sedimentación. En las Figuras 4.9 y 4.10 se presentan los valores de DQO en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 respectivamente.



**Figura 4.8. Remociones de materia orgánica medida como DQO para los 3 reactores del sistema experimental.**



**Figura 4.9. Variación de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.**



**Figura 4.10. Variación de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.**

En las Figuras 4.9 y 4.10 se observa claramente que la mayor remoción de la DQO sucede en la zona aerobia de los reactores, pero si hay una contribución adicional de la zona anóxica. Los valores de la DQO en el efluente final son muy ligeramente menores que los determinados en la zona anóxica lo cual es debido a la remoción de partículas suspendidas en la zona de sedimentación. Para valorar las diferencias se realizó la determinación de promedios y desviaciones estándar para cada uno de los períodos experimentales que se presentan en las Tablas 4.4 y 4.5. Los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque,

desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas. En las Tablas 4.6 y 4.7 se presentan las cantidades de DQO removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en el valor de DQO total removida.

**Tabla 4.4. Valores de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.**

Días	Período	DQO en R2			
		Influente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	483±96	400±91	370±82	348±73
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	537±89	291±113	233±106	177±92
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	547±47	187±43	143±33	117±23
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	504±77	115±46	91±25	70±24

**Tabla 4.5. Valores de la DQO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.**

Días	Período	DQO en R2			
		Influente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	483±96	373±69	314±79	299±61
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	537±89	302±64	202±65	181±70
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	547±47	172±55	138±27	116±23
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	504±77	93±24	76±21	62±15

**Tabla 4.6. Cantidad de DQO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R2.**

Días	DQO removida, $\text{mg L}^{-1}$				Porcentaje de contribución a la DQO removida total		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	83	30	21	135	61	23	16
43-66	246	58	56	360	68	16	16
71-115	360	44	26	429	84	10	6
130-236	390	24	21	434	90	5	5

**Tabla 4.7. Cantidad de DQO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R3.**

Días	DQO removida, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución a la DQO removida total		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	110	59	15	184	60	32	8
43-66	235	99	21	355	66	28	6
71-115	375	34	22	431	87	8	5
130-236	411	17	14	442	93	4	3

Los resultados presentados en las Tablas 4.6 y 4.7 indicaron que la DQO se remueve básicamente en la zona aerobia de los reactores. Durante los primeros dos meses del período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, alrededor de 65% de la DQO total removida en el reactor R2 se debía al proceso de biodegradación y asimilación en la zona aerobia, 20% a la degradación y bioasimilación en la zona anóxica y casi 16% al proceso de separación en la zona de sedimentación. En el reactor R3 la contribución de la zona aerobia fue similar que la determinada en R2. Sin embargo, fue mayor la aportación de la zona anóxica (alrededor de 30%) y menor la aportación de la zona de sedimentación (alrededor de 7%). Esto se atribuye a que la mayor parte de la zona periférica se ocupaba por el empaque, lo cual se corrigió durante el segundo mes de operación.

Una vez estabilizado el proceso, lo cual se puede notar desde el día 71 (con base en los datos del parámetro DQO) y durante el período de evaluación (días 130-236), la mayor parte (84-93%) de la remoción de DQO en los reactores R2 y R3 se realizaba en la zona aerobia. Una fracción de 4-10% se realizaba en la zona anóxica y solo 3-6% en la zona de sedimentación. Este análisis hace evidente la contribución de la zona anóxica en la remoción de DQO y explica la razón por la cual las remociones obtenidas en R2 y R3 fueron mayores que la remoción determinada en R1.

#### **4.3.2 Remoción de materia orgánica medida como DBO**

En las Figuras 4.11, 4.12 y 4.13 se presentan las variaciones de la materia orgánica medida como DBO en los influentes y efluentes de los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Durante el primer mes desde el arranque la DBO se determinó solo en dos ocasiones, después de lo cual los análisis se empezaron a realizar con la misma frecuencia que la determinación de la DQO. Con base en los resultados de los análisis del agua residual del influente a los reactores obtenidos durante todo el período experimental se calculó una relación promedio de DBO/DQO de  $0.61 \pm 0.05$ , típica para aguas residuales municipales. A pesar de esto cabe mencionar que en el cárcamo de recepción del agua residual de la PTAR frecuentemente se observaban descargas con sustancias de diferente coloración y que contenían muchos sólidos suspendidos y GyA, no típicas para aguas residuales municipales.

Como se observa en las Figuras 4.11, 4.12 y 4.13, en los tres reactores experimentales hay congruencia en el comportamiento del proceso con el descrito con base en el parámetro DQO. Durante los primeros 38 días, cuando se formaban las biopelículas, las remociones de DBO fueron relativamente bajas. A partir del día 43 empieza a disminuir la DBO en los efluentes y en el período días 43-66, cuando se operaba con una carga menor y un caudal  $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ , sin recirculación, los valores de DBO en el efluente llegan a 50-70  $\text{mg L}^{-1}$ . Durante el siguiente período, días 71-115, operando con la recirculación del efluente  $Q_{\text{recirculación}}/Q_{\text{influyente}}=1$ , se alcanzan a obtener efluentes con valores de DBO de 34-63  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los tres reactores. A partir del día 130 se observa una mejora adicional en el proceso y durante el período de evaluación, días 130-260 en los efluentes de los tres reactores se determinaron promedios de DBO de  $28\pm 5$ ,  $24\pm 12$  y  $18\pm 7 \text{ mg L}^{-1}$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Estos valores son menores que el límite máximo permisible (LMP) más estricto establecido en la NOM-001-SEMARNAT-1996 para descargas a los cuerpos receptores tipo C (LMP de  $30 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para protección de la vida acuática en ríos y para uso público-urbano del agua de embalses naturales y artificiales). También se cumple con el LMP establecido en la NOM-003-SEMARNAT-1997 referente a aguas residuales que se reúsan en servicios al público, en el caso de contacto indirecto u ocasional. El valor de DBO obtenido en el efluente del reactor R3 cumple con el LMP de  $20 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  establecido para la categoría de reúso con contacto directo.

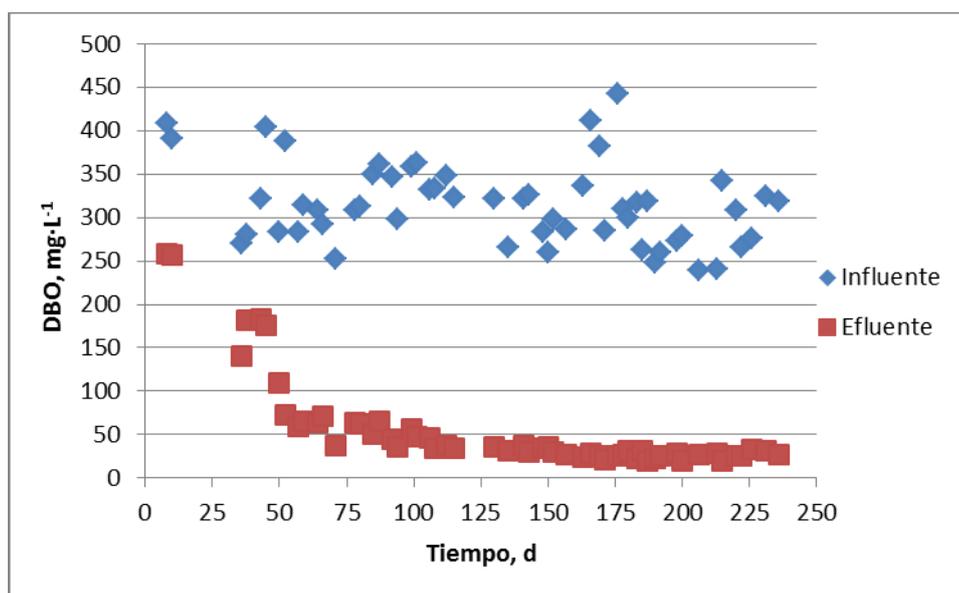


Figura 4.11. Variación de la DBO en el influente y efluente del reactor R1.

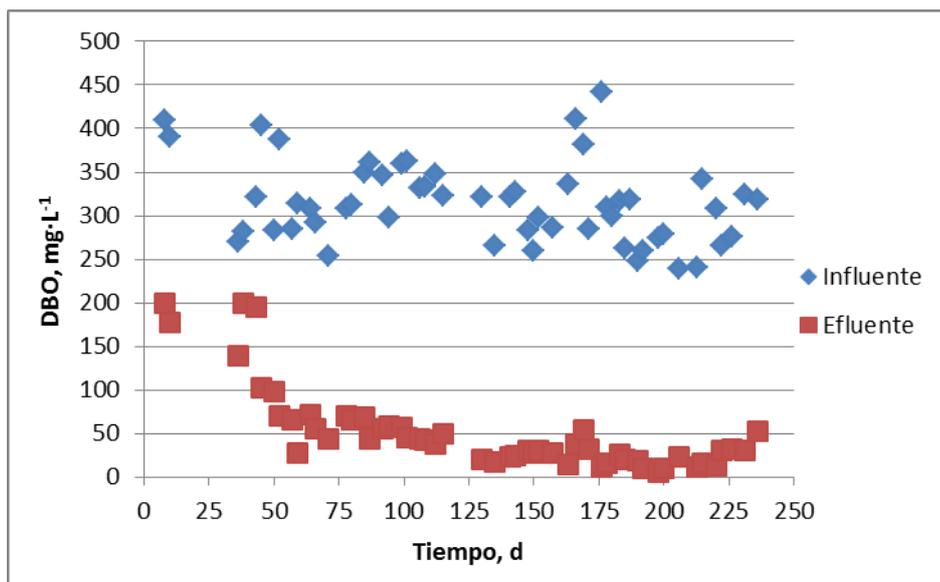


Figura 4.12. Variación de la DBO en el influente y efluente del reactor R2.

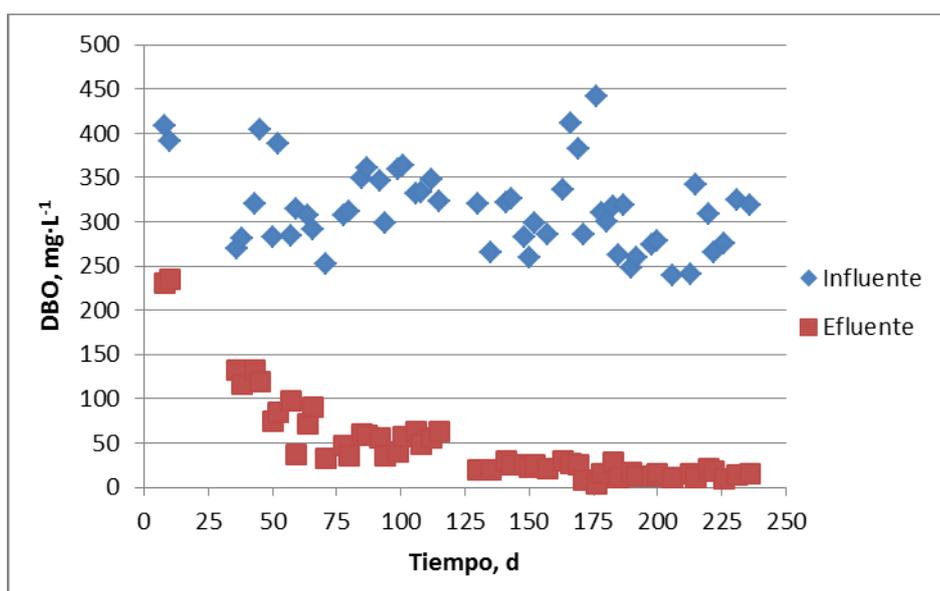
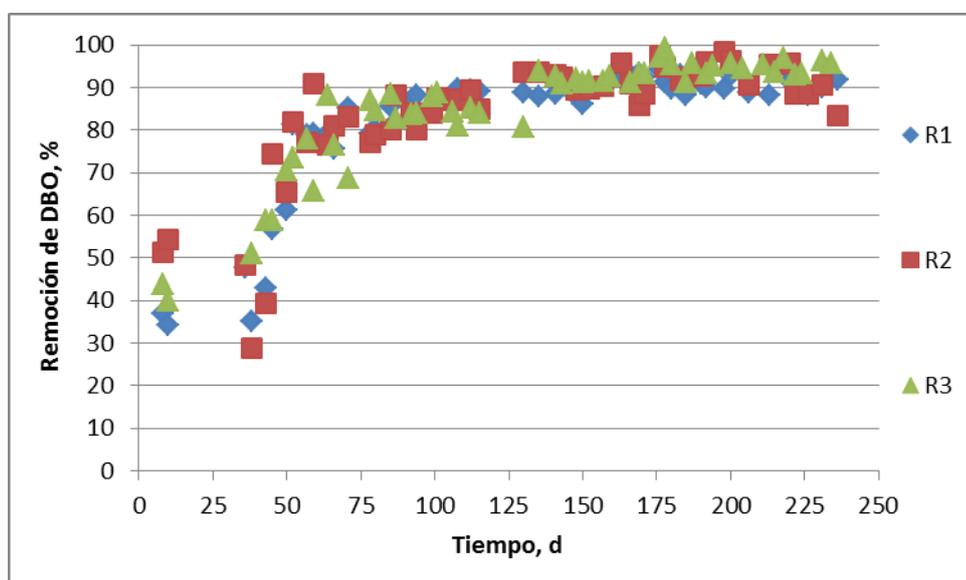


Figura 4.13. Variación de la DBO en el influente y efluente del reactor R3.

En la Figura 4.14 se presenta el gráfico de las remociones de DBO obtenidas en los reactores R1, R2 y R3 durante todo el periodo de operación. Se observa que durante los primeros 43 días los tres reactores tienen un comportamiento similar, las remociones determinadas son bajas y muy variables. Una vez que la COS se baja a la mitad la remoción empieza a mejorar para los tres reactores, teniéndose desempeños muy similares en los tres reactores. En el período días 43-66 la remoción de DBO alcanza el 80% en todos los reactores pero es todavía muy inestable. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. Como se observa en la Figura 4.14, en el período días 71-115 la remoción siguió aumentando en los reactores R1 y R2 alcanzando 87-90%. En R3 se alcanzó el 89% el día 99 y después la remoción disminuyó ligeramente hasta 81-84%. Esta disminución se

observó y en el seguimiento con el parámetro DQO. Como ya se mencionó se explica con el desprendimiento de biomasa atrapada en la zona periférica empacada que ocupaba un volumen mayor que el considerado en el diseño. Para evitar más problemas de este tipo se ajustó el nivel del empaque a las condiciones de diseño lo cual mejoró el funcionamiento del reactor.

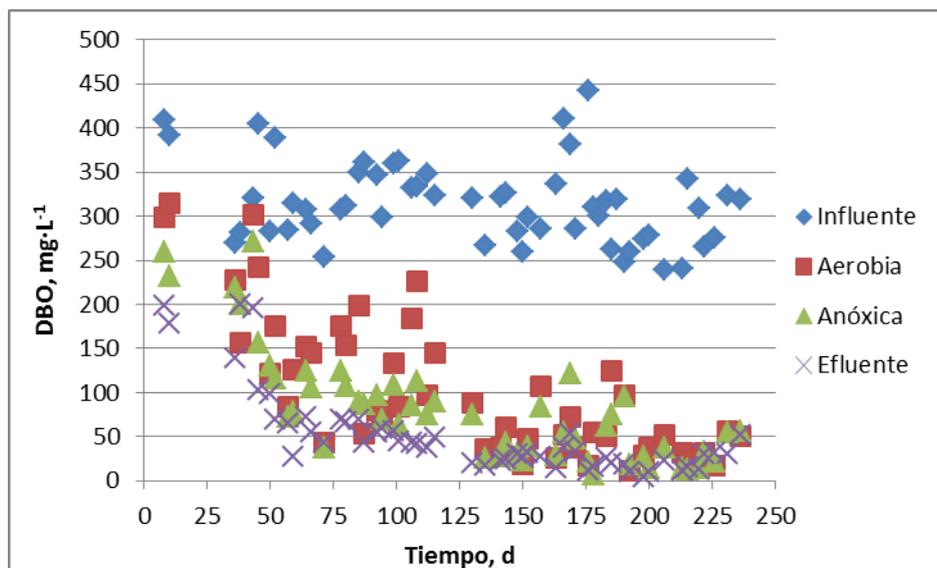
Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio de la DBO:  $91\pm 2$ ,  $92\pm 4$  y  $94\pm 2\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente, es decir la mayor remoción de DBO se obtuvo en el R3, seguido por R2 y al final R1. Sin embargo, la desviación estándar en el R2 fue dos veces mayor comparada con la calculada para R1 y R3. Esto ya se había determinado y con el parámetro DQO. Los resultados obtenidos confirmaron que el reactor R3 tuvo el mejor desempeño y estabilidad con base en el parámetro DBO. Como ya se mencionó, la mayor remoción de materia orgánica en R2 y R3 comparada con R1 se puede atribuir a la mayor cantidad de biomasa en estos dos reactores ya que tienen una zona anóxica en la cual se desarrolla biomasa que consume materia orgánica.



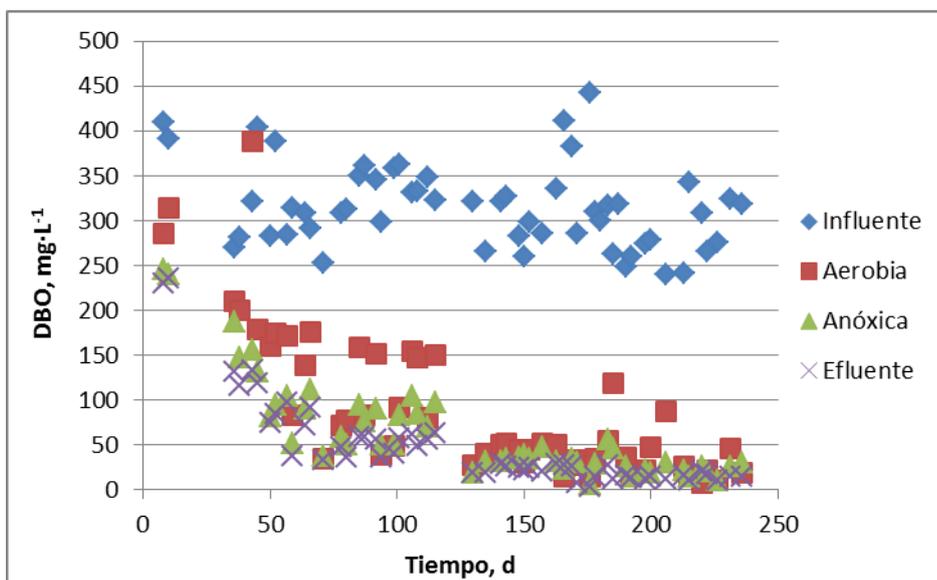
**Figura 4.14. Remoción de materia orgánica medida como DBO para los tres reactores experimentales.**

Los resultados del seguimiento de la DBO en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.15 y 4.16 respectivamente. Igual que en el caso de DQO, se observa que la mayor remoción de la DBO sucede en la zona aerobia de los reactores, pero si hay una contribución adicional de la zona anóxica. En la zona de sedimentación también hay un abatimiento de los valores de DBO debido a la remoción de partículas suspendidas. Los promedios y desviaciones estándar de la DBO para cada uno de los períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.8 y 4.9. El cálculo de las cantidades de DBO removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en el valor de DBO total removida se presenta en las Tablas 4.10 y 4.11. Cabe recordar que los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque, desarrollo de la

biomasa y estabilización del proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas.



**Figura 4.15. Variación de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.**



**Figura 4.16. Variación de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.**

Tabla 4.8. Valores de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.

Días	Período	DBO en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5$ $L s^{-1}$ sin recirculación	338±72	250±73	227±25	179±28
43-66	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ sin recirculación	324±47	168±71	132±63	86±50
71-115	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación	330±31	127±59	88±23	52±11
130-236	Evaluación ( $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación)	303±47	47±28	37±23	24±12

Tabla 4.9. Valores de la DBO en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.

Días	Período	DBO en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5$ $L s^{-1}$ sin recirculación	338±72	252±56	205±47	178±63
43-66	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ sin recirculación	324±47	184±89	102±32	89±29
71-115	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación	330±31	99±47	73±21	50±11
130-236	Evaluación ( $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación)	303±47	37±24	27±9	18±7

Tabla 4.10. Cantidad de DBO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R2.

Días	DBO removida, $mg L^{-1}$				Porcentaje de contribución a la DBO removida total		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	88	22	48	159	56	14	30
43-66	156	37	46	239	65	15	19
71-115	203	38	36	277	73	14	13
130-236	256	10	13	280	91	4	5

Tabla 4.11. Cantidad de DBO removida y porcentaje de contribución de cada zona del R3.

Días	DBO removida, $mg L^{-1}$				Porcentaje de contribución a la DBO removida total		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	86	47	27	160	54	29	17
43-66	140	81	14	236	60	35	6
71-115	230	26	23	279	82	9	8
130-236	266	11	9	285	93	4	3

Los resultados presentados en las Tablas 4.10 y 4.11 confirman que la materia orgánica se remueve básicamente en la zona aerobia de los reactores y son congruentes con los obtenidos en el seguimiento del parámetro DQO. Durante los primeros dos meses del período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, alrededor de 60% de la DBO total removida en el reactor R2 se debía al proceso de biodegradación y asimilación en la zona aerobia, 15% a la degradación y bioasimilación en la zona anóxica y casi 25% al proceso de sedimentación.

En el reactor R3 la contribución de la zona aerobia fue alrededor de 57%, similar que la determinada en R2. Sin embargo, fue mayor la aportación de la zona anóxica (alrededor de 32%) y menor la aportación de la zona de sedimentación (alrededor de 12%), lo cual como se mencionó en el caso de DQO, se atribuye a que la mayor parte de la zona periférica se ocupaba por el empaque, lo cual se corrigió durante el segundo mes de operación.

La estabilización del proceso se observa desde el día 71 ya que se alcanzaron remociones de DBO mayores de 80% y disminuye la variación de los valores tanto de DBO, como de DQO en el efluente. Durante el período de evaluación (días 130-236), la mayor parte (91-93%) de la remoción de DBO en los reactores R2 y R3 se realizaba en la zona aerobia. Una fracción de 4% se realizaba en la zona anóxica y otra de 3-5% en la zona de sedimentación.

Estos resultados son congruentes con los obtenidos en el seguimiento de DQO y permiten cuantificar la aportación relativamente pequeña de la zona anóxica en la remoción de la materia orgánica. La cantidad de materia orgánica biodegradable (medida como DBO) en la entrada a la zona anóxica fue de solo  $47 \pm 28 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  y de  $37 \pm 24 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  para los reactores R2 y R3 respectivamente. Esta cantidad es importante para el análisis del proceso de desnitrificación que se lleva a cabo en esta zona y será discutido en el capítulo 4.3.5.

### ***4.3.3 Variación de las cargas orgánicas***

Como ya se determinó en los capítulos anteriores, la materia orgánica se remueve básicamente en la zona aerobia de los reactores, por lo cual las cargas orgánicas en esta zona es de mayor importancia para el funcionamiento del proceso de remoción de materia orgánica. En las Figuras 4.17 y 4.18 se presentan las variaciones de la carga orgánica volumétrica y de la carga orgánica superficial con las cuales se operaron los reactores. Estas cargas son calculadas con base en el parámetro DQO. Para el cálculo se consideraron los valores de DQO en el influente a los tres reactores, el caudal del influente con el cual se operaba, los volúmenes de las zonas aerobias de cada reactor y la superficie del empaque localizado en éstas zonas.

En la tabla 4.12 se presentan las cargas orgánicas superficiales y volumétricas aplicadas para cada reactor en cada etapa de operación.

**Tabla 4.12. Cargas orgánicas aplicadas en los diferentes períodos experimentales.**

Días	Período	Reactores R1 y R3		Reactor R2	
		COV	COS	COV	COS
1-38	Operación con $Q=0.5$ $L s^{-1}$ sin recirculación	29.4±5.8	27.5±5.4	38.0±7.5	35.5±7.0
43-66	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ sin recirculación	16.3±2.7	15.0±2.5	21.1±3.5	19.4±3.2
71-115	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación	16.6±1.4	15.5±1.3	21.5±1.8	20.1±1.7
130-236	Evaluación ( $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación)	15.9±3.4	14.9±3.2	20.6±4.4	19.2±4.1

Una vez instalados los reactores en la PTAR se empezó la operación con el caudal usado para su diseño de  $0.5 L \cdot s^{-1}$ . Se revisó el funcionamiento de todos los equipos. Los primeros análisis indicaron que la DQO del agua residual fue casi dos veces mayor a la considerada en el diseño, por lo que la carga orgánica fue calculada entre 24 y  $41 g \cdot m^{-2} \cdot d^{-1}$ , mucho mayor que el intervalo estudiado previamente, de 4-18  $g \cdot m^{-2} \cdot d^{-1}$ . A pesar de las altas cargas orgánicas en los primeros 15 días de operación se observó que se habían logrado remociones de DQO de 20-40%, por lo cual se decidió seguir la operación con un alta carga orgánica y evaluar el desarrollo de la biopelícula bajo estas condiciones. Los resultados posteriores indicaron un lento aumento de la remoción de la DQO, por lo cual se disminuyó casi a la mitad la carga orgánica reduciendo el caudal de  $0.5$  a  $0.2 L \cdot s^{-1}$ .

Así del día 1 al día 43 de operación se manejó un caudal de  $0.5 L \cdot s^{-1}$ , obteniendo una COV promedio de  $29.4 kgDQO \cdot m^{-3} \cdot d^{-1}$  y una COS promedio de  $27.5 gDQO \cdot m^{-2} \cdot d^{-1}$  para los reactores R1 y R3. Debido al menor volumen de la zona aerobia en el R2 las cargas promedio fueron de  $38 kgDQO \cdot m^{-3} \cdot d^{-1}$  y  $36 gDQO \cdot m^{-2} \cdot d^{-1}$ . Se observó que la aplicación de una carga orgánica mayor en R2 no provocó un peor desempeño del proceso comparado con el determinado en R1 durante este período de desarrollo de la biomasa.

Como ya se mencionó a partir del día 43 se redujo a la mitad el flujo del influente a los reactores, por lo cual la carga disminuyó y con este caudal se operó hasta el final del trabajo experimental. El promedio de la carga orgánica del día 43 hasta el último día de operación de los reactores fue de  $16.2 \pm 3.0 kgDQO \cdot m^{-3} \cdot d^{-1}$  y  $15.1 \pm 2.8 gDQO \cdot m^{-2} \cdot d^{-1}$ , para los reactores R1 y R3, así como de  $20.9 \pm 3.8 kgDQO \cdot m^{-3} \cdot d^{-1}$  y  $19.4 \pm 3.6 gDQO \cdot m^{-2} \cdot d^{-1}$  para el reactor R2.

Es decir para el caso de los reactores R1 y R3 se trabajó con las mayores cargas del intervalo previamente estudiado y en el caso del R2 se trabajó con cargas ligeramente mayores de las ya estudiadas. La comparación de los reactores R2 y R3 indicó una mejor remoción de la materia orgánica en el R3, lo cual podría ser atribuido a la menor carga orgánica aplicada en este reactor.

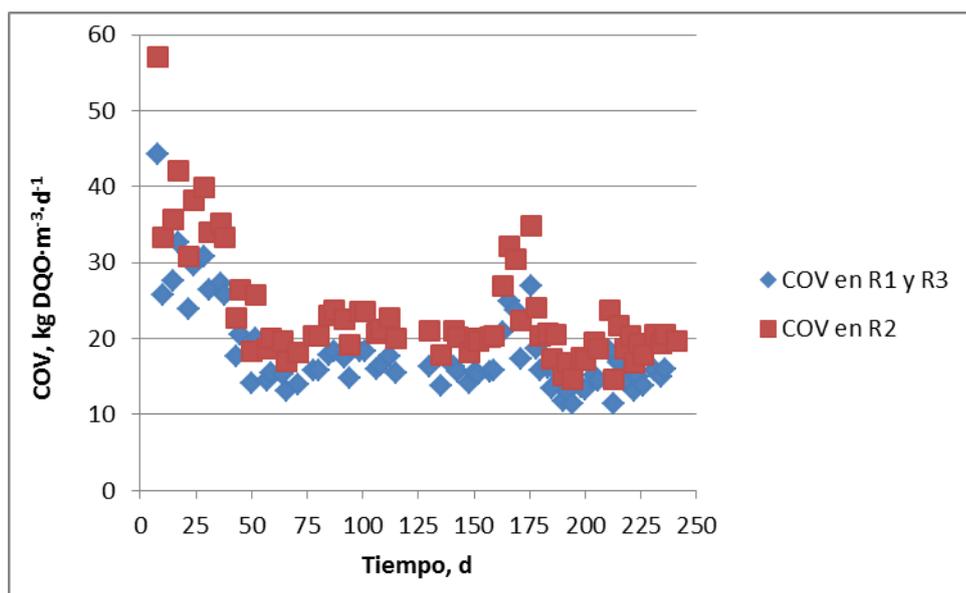


Figura 4.17. Variación de la carga orgánica volumétrica aplicada a cada uno de los tres reactores del sistema experimental.

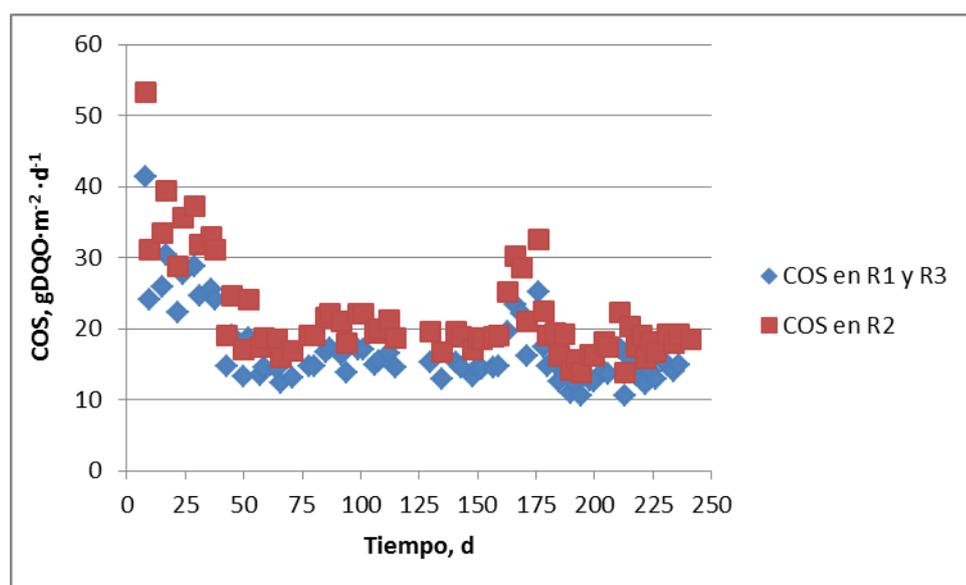


Figura 4.18. Variación de la carga orgánica superficial aplicada a los tres reactores del sistema experimental.

#### 4.3.4 Remoción de nitrógeno total Kjeldalh

Los resultados del seguimiento de las concentraciones del nitrógeno total Kjeldalh (NTK) se presentan en las Figuras 4.19, 4.20 y 4.21 para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. El promedio del NTK para todo el período experimental fue de  $46.4 \pm 7.8 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , dentro del intervalo típico para aguas residuales municipales de carga media a alta. La relación DQO/NTK en el agua residual fue de 11.1 en promedio para todo el período experimental. Este valor está dentro del intervalo típico para aguas residuales municipales de 10-15 (EPA, 1993). Una pequeña remoción del NTK se observó desde el arranque de la experimentación en los tres reactores. Esta remoción se puede atribuir a bioasimilación por parte de las bacterias

que se inmovilizaron sobre el empaque y a adsorción sobre el empaque en el caso del nitrógeno orgánico. Durante la primera fase experimental se operó con el caudal  $0.5 \text{ L s}^{-1}$ , por lo cual la carga de NTK durante esta etapa fue mayor que la aplicada durante las demás fases cuando se alimentaba con un caudal de  $0.25 \text{ L s}^{-1}$ . Las cargas de NTK aplicadas en los reactores durante las diferentes fases del experimento se presentan en la Tabla 4.13. La disminución de la carga orgánica y de NTK realizada el día 43 desde el arranque se reflejó en una disminución de las concentraciones del NTK en los efluentes de los tres reactores, sin embargo, el nitrógeno removido aumentaba todavía lentamente y no aparecían nitratos y nitritos en la salida de las zonas aerobias.

Además los días 60-63 se presentaron problemas de operación del sistema experimental relacionados con cortes en el suministro de energía eléctrica y reparaciones en el sistema de recolección del agua residual que causaron atascamiento con lodo en el tanque de recepción de la planta de tratamiento. Esto perjudicó la estabilización del proceso de nitrificación, por lo cual el día 71 desde el arranque se decidió implementar la recirculación del efluente ( $Q_{\text{recirculación}}/Q_{\text{influyente}} = 1$ ) y así facilitar la estabilización del proceso. Esta acción permitió aumentar la cantidad de NTK removido en los reactores y a partir del día 130 desde el arranque se observaron concentraciones relativamente bajas y estables en los efluentes de los tres reactores.

Durante el período de evaluación (días 130-236) en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 se obtuvieron concentraciones promedio de NTK de  $13.9 \pm 3.3$ ,  $11.4 \pm 3.5$  y  $6.4 \pm 2.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Se observa que la concentración más baja y la menor desviación estándar se presentó en el reactor R3. No fue satisfactoria la remoción del NTK en el reactor R1 lo cual se atribuye a las altas cargas orgánicas e insuficiente cantidad de biomasa en este reactor debida a la menor cantidad de empaque que este reactor tiene.

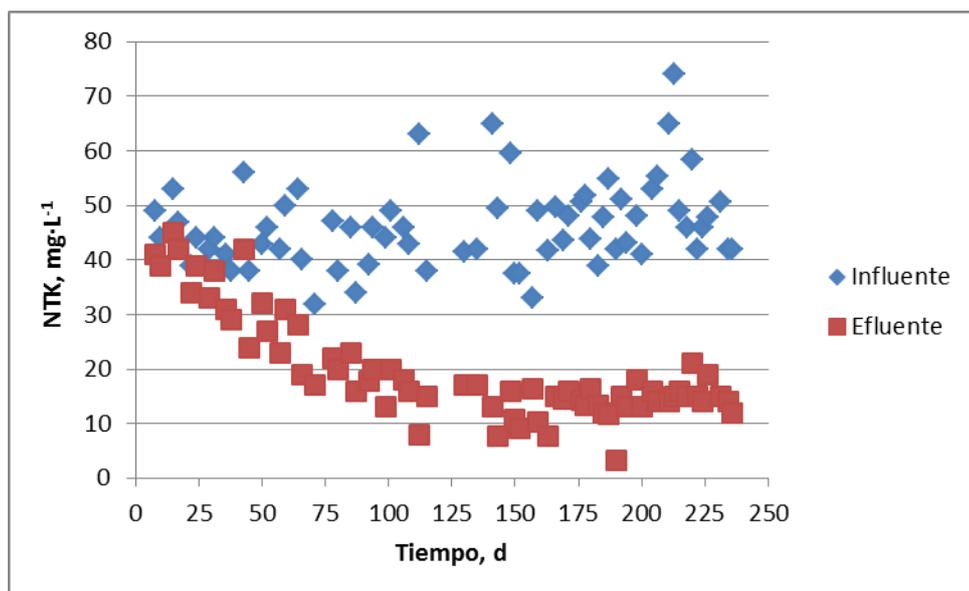


Figura 4.19. Variación de las concentraciones del NTK en el influente y efluente del reactor R1.

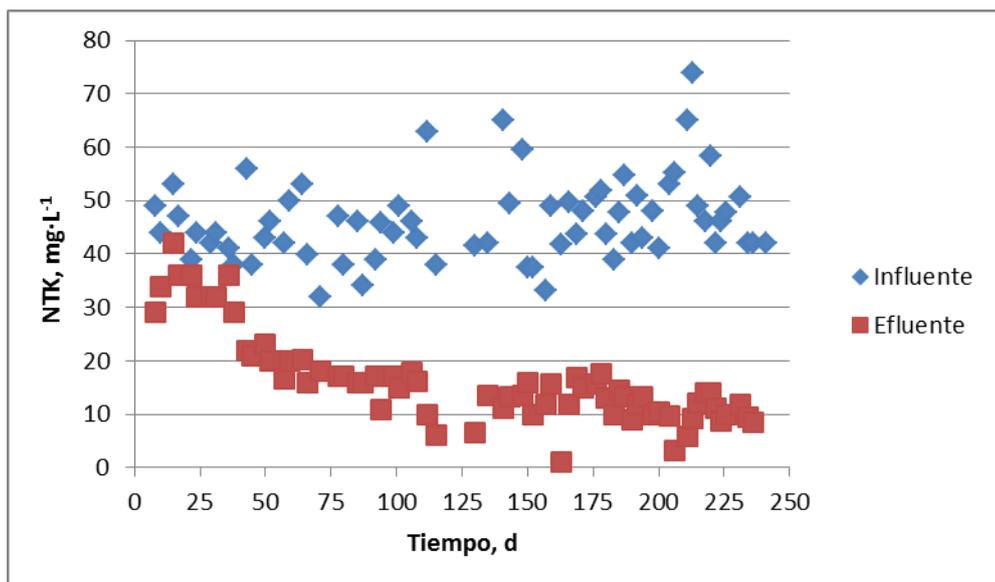


Figura 4.20. Variación de las concentraciones del NTK en el influente y efluente del reactor R2.

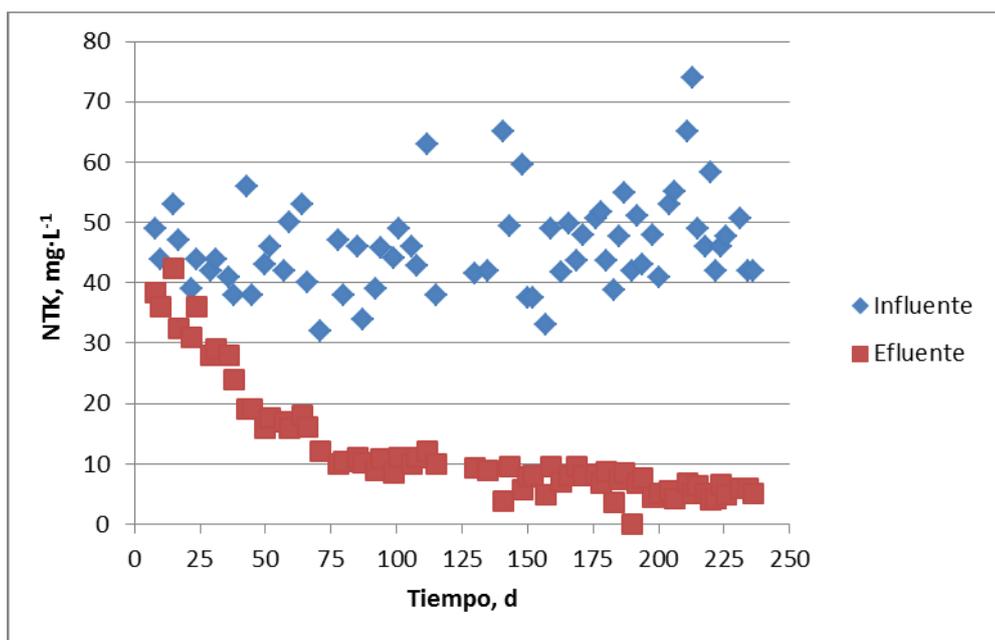


Figura 4.21. Variación de las concentraciones del NTK en el influente y efluente del reactor R3.

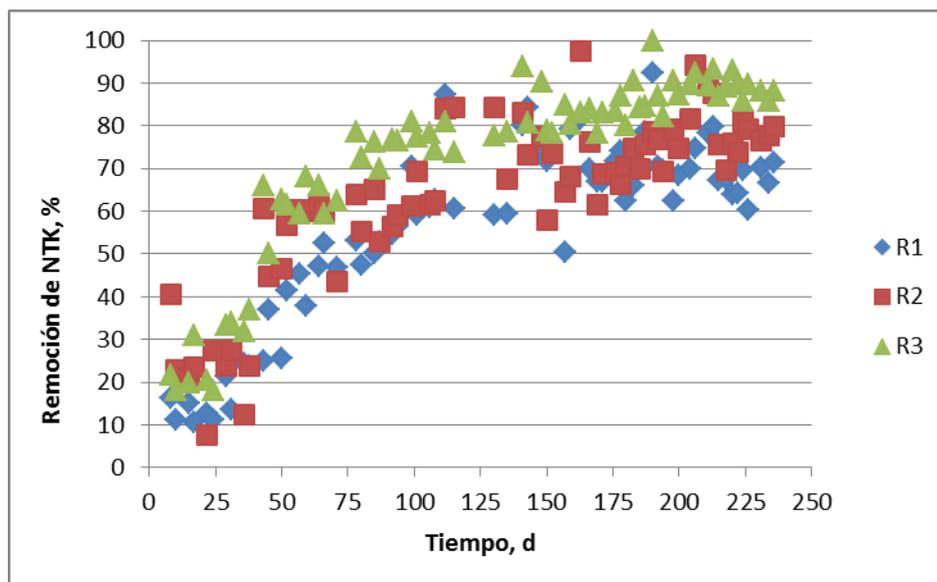
**Tabla 4.13. Cargas de NTK aplicadas en los diferentes períodos experimentales.**

Días	Período	Reactores R1 y R3		Reactor R2	
		kg NTK $\text{m}^{-3} \text{d}^{-1}$	g NTK $\text{m}^{-2} \text{d}^{-1}$	kg NTK $\text{m}^{-3} \text{d}^{-1}$	g NTK $\text{m}^{-2} \text{d}^{-1}$
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$2.7 \pm 0.3$	$2.5 \pm 0.3$	$38.0 \pm 7.5$	$35.5 \pm 7.0$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$1.4 \pm 0.2$	$1.3 \pm 0.2$	$21.1 \pm 3.5$	$19.4 \pm 3.2$
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	$1.3 \pm 0.2$	$1.2 \pm 0.2$	$21.5 \pm 1.8$	$20.1 \pm 1.7$
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$1.5 \pm 0.3$	$1.4 \pm 0.3$	$20.6 \pm 4.4$	$19.2 \pm 4.1$

En la Figura 4.22 se presenta el gráfico de las remociones de NTK obtenidas en los reactores R1, R2 y R3 durante todo el periodo de operación. Se observa que durante los primeros 43 días los tres reactores tienen un comportamiento similar, las remociones determinadas son bajas y muy variables. En los reactores R2 y R3 se obtuvieron remociones promedio en un 7 y 11% mayores comparadas con la determinada en R1. Después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno, la remoción en los tres reactores casi se duplicó pero se mantuvo la diferencia entre R2 y R3 por un lado y R1 por otro.

En el período días 43-66 la remoción de NTK en los reactores alcanzó 50-60% pero fue todavía muy inestable. Los promedios fueron de  $39 \pm 10\%$ ,  $56 \pm 7\%$  y  $62 \pm 6\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Como se puede ver la desviación estándar fue muy alta, pero la diferencia entre las remociones en R1 y las determinadas en R2 y R3 siguió siendo significativa. No fue así entre las remociones R2 y R3. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En la Figura 4.22 se observa que en el período días 71-115 la remoción siguió aumentando en los reactores alcanzando 60-84%. Los promedios fueron de  $59 \pm 11$ ,  $63 \pm 11$  y  $75 \pm 5\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. La variación de los valores fue todavía muy alta.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio de la NTK:  $71 \pm 8$ ,  $76 \pm 8$  y  $86 \pm 5\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente, es decir la mayor remoción de NTK y la menor desviación estándar de los valores se obtuvieron en el reactor R3, seguido por R2 y al final R1. Las mayores remociones de NTK en R2 y R3 comparada con la de R1 se pueden atribuir a la mayor cantidad de biomasa en los dos primeros reactores ya que estos tienen una zona anóxica en la cual se desarrolla biomasa que consume materia orgánica. El mejor desempeño de R3 comparado con R2 se puede atribuir a la mayor carga orgánica y de nitrógeno en R2, pero también la configuración de R3 pudo haber contribuido a este resultado.



**Figura 4.22. Remoción del NTK en los reactores R1, R2 y R3.**

Los resultados del seguimiento de la concentración del NTK en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.23 y 4.24 respectivamente. Se puede observar que la mayor remoción del NTK sucede en la zona aerobia de los reactores, pero si hay una contribución adicional de la zona anóxica. En la zona de sedimentación también hay una disminución de la concentración del NTK lo cual se atribuye a la separación de flóculos biológicos que están presentes en el agua que sale de la zona anóxica. Los promedios y desviaciones estándar de la concentración del NTK para cada uno de los períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.14 y 4.15. El cálculo de las cantidades de NTK removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en la cantidad total de NTK removido se presenta en las Tablas 4.16 y 4.17. Cabe recordar que los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas.

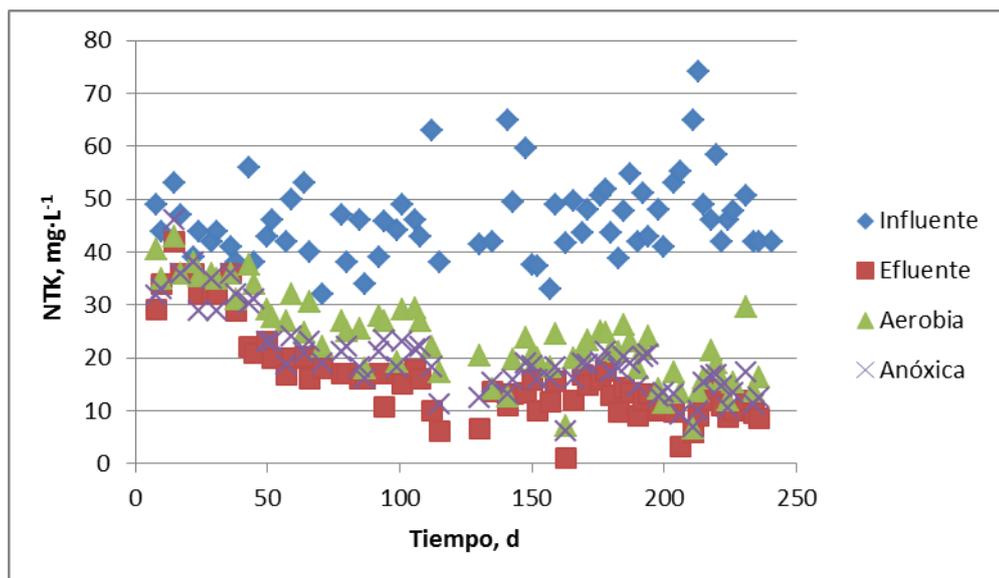


Figura 4.23. Variación de la concentración del NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

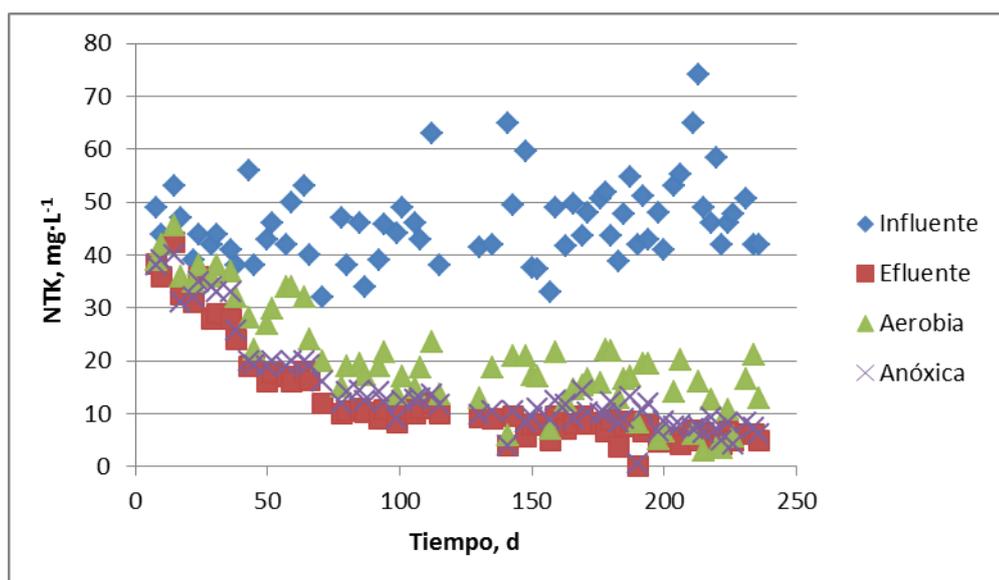


Figura 4.24. Variación de la concentración del NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

Tabla 4.14. Concentraciones de NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.

Días	Período	NTK (mg·L <sup>-1</sup> ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	44.1±4.6	36.6±3.3	34.5±5.0	33.8±3.9
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	46.0±6.4	30.3±4.1	24.2±4.3	19.8±2.4
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	43.4±7.9	24.3±4.2	19.6±3.4	14.9±3.6
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	48.1±8.4	18.5±5.3	15.3±3.8	11.4±3.5

Tabla 4.15. Concentraciones de NTK en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.

Días	Período	NTK (mg·L <sup>-1</sup> ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	44.1±4.6	37.8±3.8	34.1±4.2	32.5±5.6
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	46.0±6.4	28.9±4.4	19.5±0.5	17.4±1.3
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	43.4±7.9	17.9±3.1	12.9±1.6	10.4±1.0
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	48.1±8.4	13.8±6.0	8.7±2.7	6.4±2.1

Tabla 4.16. Cantidad removida de NTK y porcentaje de contribución de cada zona del R2.

Días	NTK removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del NTK		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	7.5	2.0	0.8	10.3	73	20	7
43-66	15.7	6.1	4.4	26.2	60	23	17
71-115	19.1	4.7	4.7	28.5	67	16	17
130-236	29.6	3.2	3.9	36.8	81	9	11

Tabla 4.17. Cantidad removida de NTK y porcentaje de contribución de cada zona del R3.

Días	NTK removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del NTK		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	6.2	3.8	1.5	11.6	54	33	13
43-66	17.1	9.3	2.2	28.6	60	33	8
71-115	25.5	5.0	2.4	33.0	77	15	7
130-236	34.3	5.1	2.3	41.7	82	12	5

Los resultados presentados en las Tablas 4.16 y 4.17 indican la mayor parte del NTK se remueve en la zona aerobia de los reactores. Esto se observa desde el primer período (los primeros 38 días), cuando la cantidad de NTK removida fue muy pequeña en los dos reactores R2 y R3. Después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno (a partir del día 43), la cantidad de NTK removida aumentó más de dos veces y se siguió observando la misma tendencia de mayor remoción en la zona aerobia. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En el período días 71-115 la cantidad removida de NTK aumentó y como se puede observar en las Tablas 4.16 y 4.17, aumentó la contribución de la zona aerobia en la remoción del NTK disminuyendo la contribución de la zona anóxica. La contribución de la zona de sedimentación fue mayor en R2 comparado con la del R3, esto es debido al mayor volumen de esta zona en R2.

Durante el período de evaluación, días 130-260, en el reactor R3 se removió en promedio  $41.7 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de NTK, mientras que en R2  $36.8 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Como se puede observar la diferencia es relativamente pequeña y el mejor desempeño de R3 comparado con R2 se puede atribuir básicamente a la mayor carga orgánica y de nitrógeno en R2. La contribución de las zonas aerobias en la remoción del NTK fue de 81 y 82% en los reactores R2 y R3 respectivamente. La diferencia es relativamente pequeña y se atribuye al mayor volumen de la zona aerobia en R3. En R3 es mayor la aportación de la zona anóxica comparada con la de la zona de sedimentación y en R2 esto es al revés, lo cual se atribuye a la diferencia en las configuraciones y en el volumen de la zona de sedimentación.

#### ***4.3.5 Remoción de nitrógeno amoniacal***

Los resultados del seguimiento de las concentraciones del nitrógeno amoniacal ( $\text{N-NH}_4^+$ ) se presentan en las Figuras 4.25, 4.26 y 4.27 para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. El promedio del  $\text{N-NH}_4^+$  para todo el período experimental fue de  $30.4 \pm 7.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , el 65% del NTK y dentro del intervalo típico para aguas residuales municipales de carga media a alta. Durante la primera fase experimental la disminución de la concentración del  $\text{N-NH}_4^+$  fue muy pequeña, después fue aumentando lentamente. El día 71 empezó la recirculación del efluente, sin embargo fue hasta el día 100 cuando se observó una estabilización en la variación de las concentraciones en R1 y R2, solo en R3 la estabilización empezó un poco antes, el día 75. A pesar del aumento en la remoción del nitrógeno amoniacal en los efluentes no aparecían nitratos y nitritos y la cantidad de bacterias nitrificantes en las zonas aerobias aumentaban muy lentamente. Esto significa que el proceso de nitrificación todavía no se estabilizaba. Los problemas de operación descritos anteriormente perjudicaron el proceso y alargaron el periodo de su estabilización. A partir del día 130 se observaron concentraciones de  $\text{N-NH}_4^+$  relativamente bajas y estables en los efluentes de los tres reactores y empezó la evaluación del proceso. Las cargas de  $\text{N-NH}_4^+$  aplicadas en los reactores durante las diferentes fases del experimento se presentan en la Tabla 4.18. Durante el período de evaluación (días 130-236) en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 se obtuvieron concentraciones promedio de  $\text{N-NH}_4^+$  de  $9.0 \pm 2.4$ ,  $7.0 \pm 3.3$  y  $3.8 \pm 2.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Se observa que la concentración más baja se presentó en el reactor R3. No fue satisfactoria la remoción del  $\text{N-NH}_4^+$  en el reactor R1 lo cual se atribuye a las altas cargas orgánicas e insuficiente cantidad de biomasa en este reactor debida a la menor cantidad de empaque.

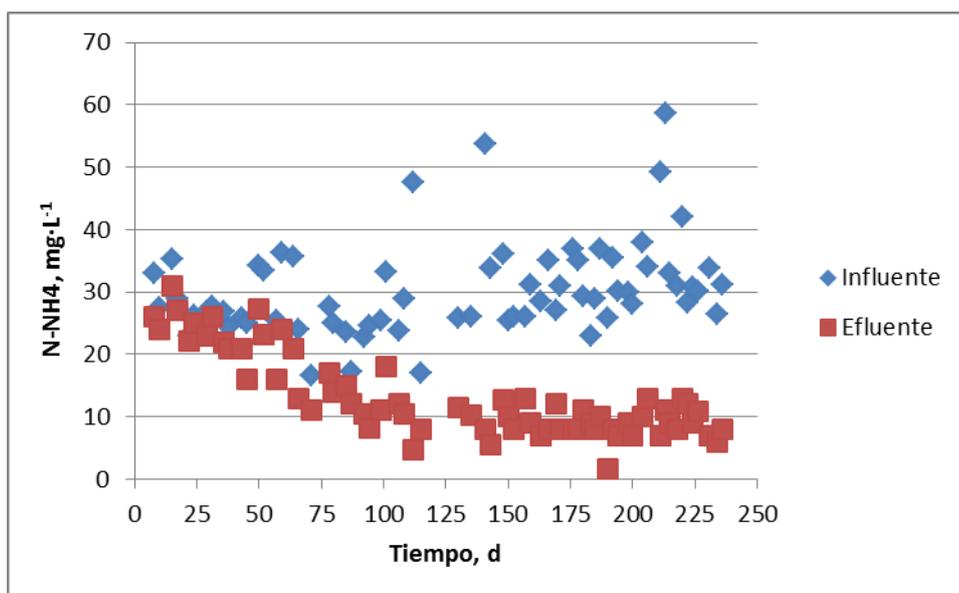


Figura 4.25. Variación de las concentraciones del  $\text{N-NH}_4^+$  en el influente y efluente del reactor R1.

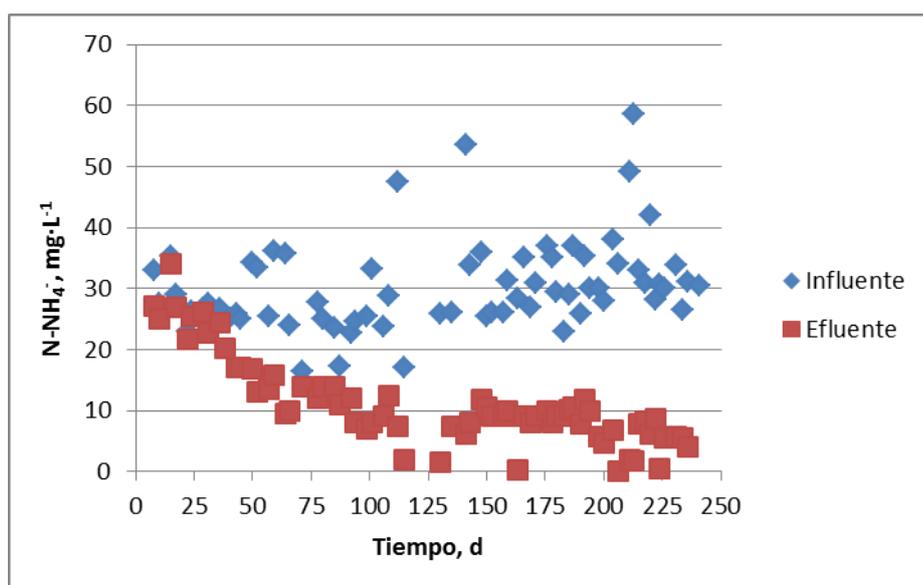


Figura 4.26. Variación de las concentraciones del  $\text{N-NH}_4^+$  en el influente y efluente del reactor R2.

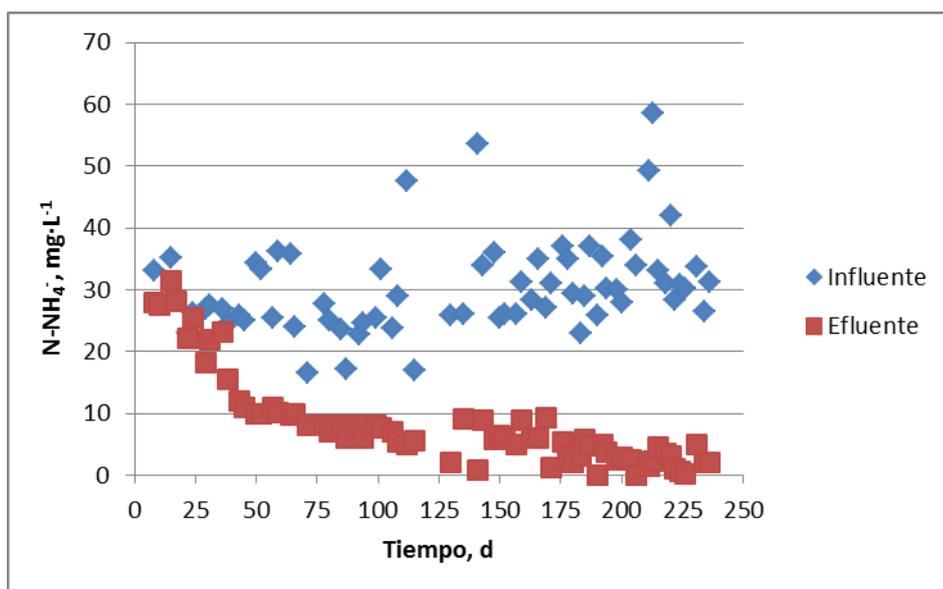


Figura 4.27. Variación de las concentraciones del  $\text{N-NH}_4^+$  en el influente y efluente del reactor R3.

Tabla 4.18. Cargas de  $\text{N-NH}_4^+$  aplicadas en los diferentes períodos experimentales.

Días	Período	Reactores R1 y R3		Reactor R2	
		kg $\text{N-NH}_4^+$ $\text{m}^{-3} \text{d}^{-1}$	g $\text{N-NH}_4^+$ $\text{m}^{-2} \text{d}^{-1}$	kg $\text{N-NH}_4^+$ $\text{m}^{-3} \text{d}^{-1}$	g $\text{N-NH}_4^+$ $\text{m}^{-2} \text{d}^{-1}$
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$1.70 \pm 0.23$	$1.59 \pm 0.21$	$2.20 \pm 0.29$	$2.05 \pm 0.27$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$0.19 \pm 0.16$	$0.85 \pm 0.15$	$1.18 \pm 0.21$	$1.10 \pm 0.20$
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	$0.78 \pm 0.25$	$0.73 \pm 0.23$	$1.01 \pm 0.32$	$0.94 \pm 0.30$
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$1.03 \pm 0.24$	$0.96 \pm 0.23$	$1.33 \pm 0.32$	$1.24 \pm 0.30$

En la Figura 4.28 se presenta el gráfico de las remociones de  $\text{N-NH}_4^+$  obtenidas en los reactores R1, R2 y R3 durante todo el periodo de operación. Se observa que durante los primeros 43 días las remociones de  $\text{N-NH}_4^+$  fueron muy bajas, menores de 20%, en los tres reactores. El promedio de la remoción en R3 fue en un 3-5% mayor que en el resto de los reactores, diferencia que no es estadísticamente significativa por la alta variación de los resultados (desviación estándar mayor de 5%). Después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno, la remoción del  $\text{N-NH}_4^+$  en los tres reactores aumentó 3-6 veces y la mayor remoción se determinó en el reactor R3.

En el período días 43-66 la remoción de  $\text{N-NH}_4^+$  en los reactores alcanzó 60-70% en R2 y R3 y hasta 40% en R1 pero la variación de los datos fue todavía muy alta. Los promedios fueron de  $33 \pm 10\%$ ,  $52 \pm 14\%$  y  $64 \pm 8\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Como se puede ver la desviación estándar fue muy alta, pero la

diferencia entre las remociones en R1 y las determinadas en R2 y R3 fue significativa. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En la Figura 4.28 se observa que en el período días 71-115 la remoción siguió aumentando en los reactores alcanzando 90% en R2 y R3 y 68% en R1. Los promedios fueron de  $51 \pm 16$ ,  $58 \pm 21$  y  $71 \pm 9\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. La variación de los valores fue todavía muy alta, disminuyó solo en R3.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio del  $\text{N-NH}_4^+$ :  $71 \pm 10$ ,  $77 \pm 11$  y  $88 \pm 9\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente, es decir la mayor remoción de  $\text{N-NH}_4^+$  y la menor desviación estándar de los valores se obtuvieron en el reactor R3, seguido por R2 y al final R1. Igual que en el caso de NTK, las mayores remociones de  $\text{N-NH}_4^+$  en R2 y R3 comparada con la de R1 se pueden atribuir a la mayor cantidad de biomasa en los dos primeros reactores ya que estos tienen una zona anóxica en la cual se desarrolla biomasa que consume materia orgánica. El mejor desempeño de R3 comparado con R2 se puede atribuir a la mayor carga orgánica y de nitrógeno en R2.

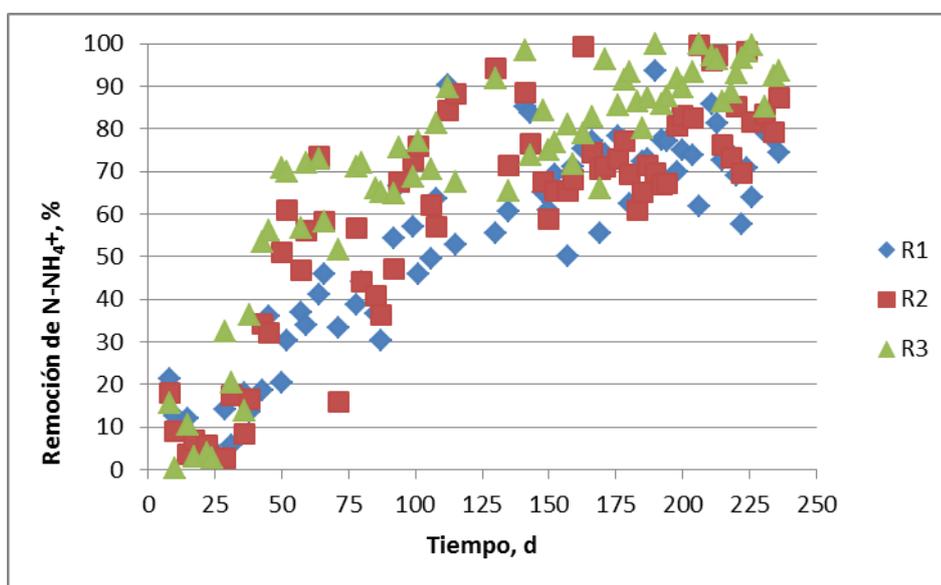


Figura 4.28. Remoción del  $\text{N-NH}_4^+$  en los reactores R1, R2 y R3.

Los resultados del seguimiento de la concentración del  $\text{N-NH}_4^+$  en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.29 y 4.30 respectivamente. Se observa que es mayor la remoción del  $\text{N-NH}_4^+$  en la zona aerobia de los reactores comparada con la de la zona anóxica y que es muy pequeña la contribución de la zona de sedimentación. Los promedios y desviaciones estándar de la concentración del  $\text{N-NH}_4^+$  para cada uno de los períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.19 y 4.20. Se observa que las concentraciones del  $\text{N-NH}_4^+$  en los efluentes de la zona anóxica y de la zona de sedimentación son prácticamente iguales. El cálculo de las cantidades de  $\text{N-NH}_4^+$  removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en la cantidad total de  $\text{N-NH}_4^+$  removido se presenta en las Tablas 4.21 y 4.22. Cabe recordar que los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del

proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas.

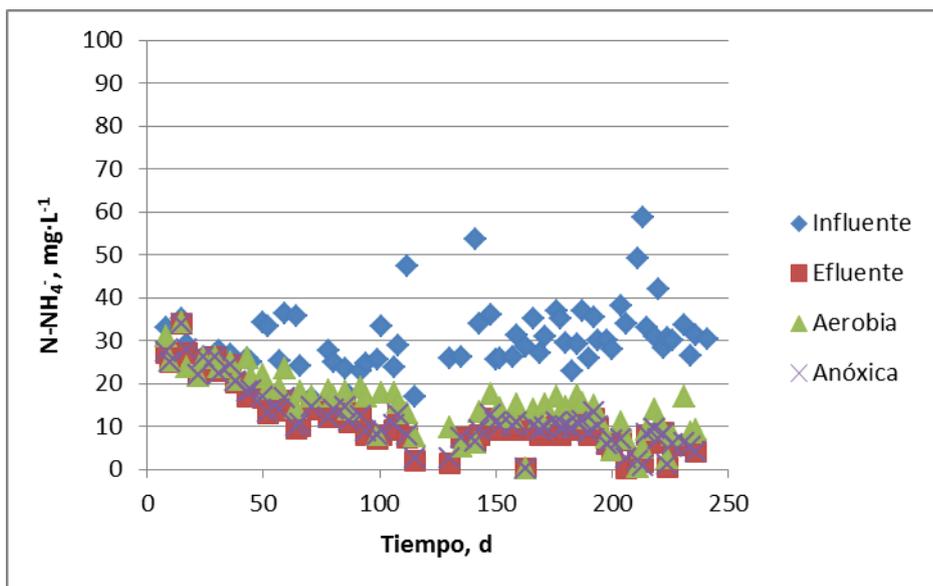


Figura 4.29. Variación de la concentración del  $\text{N-NH}_4^+$  en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

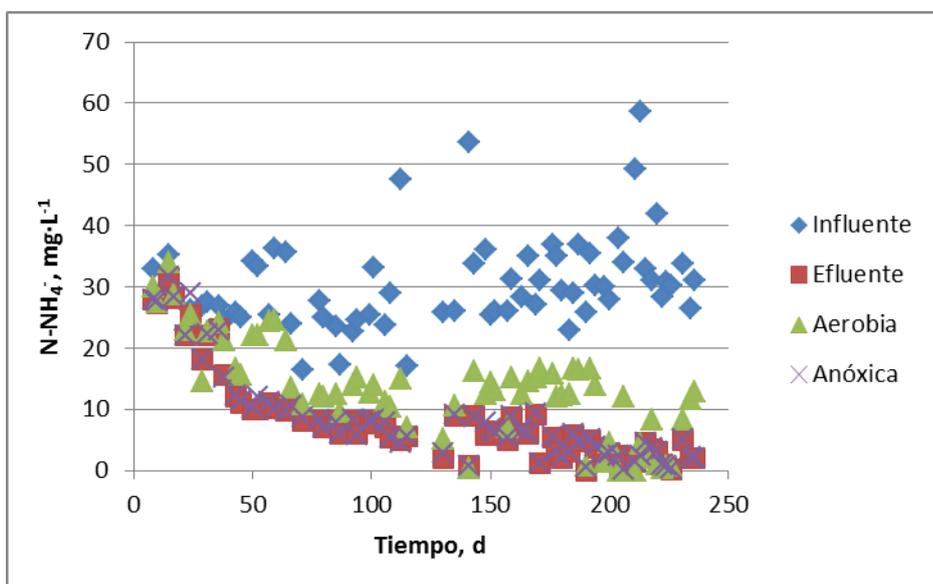


Figura 4.30. Variación de la concentración del  $\text{N-NH}_4^+$  en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

**Tabla 4.19. Concentraciones de  $\text{N-NH}_4^+$  en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.**

Días	Período	$\text{N-NH}_4^+$ ( $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$28.0\pm 3.7$	$25.8\pm 4.1$	$25.6\pm 3.9$	$25.4\pm 3.8$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$30.0\pm 5.4$	$20.4\pm 3.6$	$14.7\pm 3.3$	$14.1\pm 3.1$
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	$25.6\pm 8.1$	$15.4\pm 3.8$	$10.7\pm 3.4$	$10.1\pm 3.5$
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$32.8\pm 7.7$	$10.8\pm 4.6$	$7.7\pm 3.4$	$7.0\pm 3.3$

**Tabla 4.20. Concentraciones de  $\text{N-NH}_4^+$  en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.**

Días	Período	$\text{N-NH}_4^+$ ( $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$28.0\pm 3.7$	$25.1\pm 5.4$	$24.5\pm 5.3$	$24.1\pm 4.9$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$30.0\pm 5.4$	$20.0\pm 4.2$	$11.0\pm 0.9$	$10.5\pm 0.8$
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	$25.6\pm 8.1$	$12.0\pm 2.3$	$7.0\pm 1.4$	$6.9\pm 1.2$
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$32.8\pm 7.7$	$9.1\pm 6.1$	$4.0\pm 2.7$	$3.8\pm 2.6$

**Tabla 4.21. Cantidad removida de  $\text{N-NH}_4^+$  y porcentaje de contribución de cada zona del R2.**

Días	$\text{N-NH}_4^+$ removido, $\text{mg L}^{-1}$				Porcentaje de contribución al total removido del $\text{N-NH}_4^+$		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	2.2	0.2	0.2	2.6	85	9	7
43-66	9.6	5.7	0.7	15.9	60	36	4
71-115	10.3	4.7	0.6	15.6	66	30	4
130-236	22.0	3.1	0.7	25.8	85	12	3

**Tabla 4.22. Cantidad removida de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> y porcentaje de contribución de cada zona del R3.**

Días	N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del N-NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>		
	ZAE	ZANÓX	ZSED	Total	ZAE	ZANÓX	ZSED
1-38	2.8	0.6	0.4	3.8	73	16	11
43-66	9.9	9.1	0.5	19.5	51	47	2
71-115	13.6	5.0	0.1	18.8	73	27	1
130-236	23.6	5.2	0.2	28.9	82	18	1

Los resultados presentados en las Tablas 4.21 y 4.22 indican que la mayor parte del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> se remueve en la zona aerobia de los reactores. Durante los primeros 38 días se removieron solo 3-4 mg·L<sup>-1</sup> y después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno (a partir del día 43), la cantidad removida de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> aumentó casi 5 veces. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En el período días 71-115 la cantidad removida de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> no aumentó a pesar de que se detectó un aumento en la remoción del NTK. Esto se puede explicar con una mejora en la degradación del nitrógeno orgánico formando esto mayores cantidades de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>.

Durante el período de evaluación, días 130-260, en el reactor R3 se removió en promedio 28.9 mg·L<sup>-1</sup> de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> y en R2 se removieron 25.8 mg·L<sup>-1</sup>. La remoción del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> fue ligeramente mayor en R3 y esto se puede atribuir básicamente a la mayor carga orgánica y de nitrógeno en R2. Las cantidades removidas del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> en las zonas aerobias fueron de 22 y 24 mg·L<sup>-1</sup> en los reactores R2 y R3 respectivamente, representando esto una contribución de las zonas aerobias en la remoción total del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> de 85 y 82% respectivamente. La mayor remoción en R3 se puede atribuir a la menor carga orgánica y de nitrógeno debido al mayor volumen de la zona aerobia en R3. En la zona anóxica se removieron cantidades muy pequeñas de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, de 3 y 5 mg·L<sup>-1</sup> en R2 y R3 respectivamente. Estas cantidades representan contribuciones muy pequeñas de las zonas anóxicas en la remoción total del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> de 12 y 18% respectivamente, y se pueden atribuir a bioasimilación. Las cantidades removidas de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> en las zonas de sedimentación fueron de 0.7 y 0.2 mg·L<sup>-1</sup> en R2 y R3 respectivamente, cantidades estadísticamente insignificantes, por lo cual se concluyó que en la zona de sedimentación prácticamente no hubo remoción de N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>.

#### **4.3.6 Remoción de nitrógeno orgánico**

Los resultados del seguimiento de las concentraciones del nitrógeno orgánico (Norg) se presentan en las Figuras 4.31, 4.32 y 4.33 para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. El promedio del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> para todo el período experimental fue de 16.0±3.4 mg·L<sup>-1</sup>, el 35% del NTK y dentro del intervalo típico para aguas residuales municipales de carga media a alta. Desde la primera fase experimental se observó una disminución de la concentración del Norg y esta disminución fue en mayor grado comparada con la del N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>. La remoción aumentaba en el transcurso del tiempo de operación y fue mayor en los reactores R2 y R3 comparada con la determinada en R1. El día 71 empezó la recirculación del efluente y se observa que la concentración del Norg en el efluente siguió disminuyendo. Durante el período de

evaluación (días 130-236) en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 se obtuvieron concentraciones promedio de Norg de  $4.9 \pm 2.5$ ,  $4.4 \pm 2.3$  y  $2.6 \pm 2.0$   $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$ . Se observa que la concentración más baja se presentó en el reactor R3. Esta fue casi dos veces menor que la obtenida en R1 y en un 40% menor comparada con la obtenida en R2.

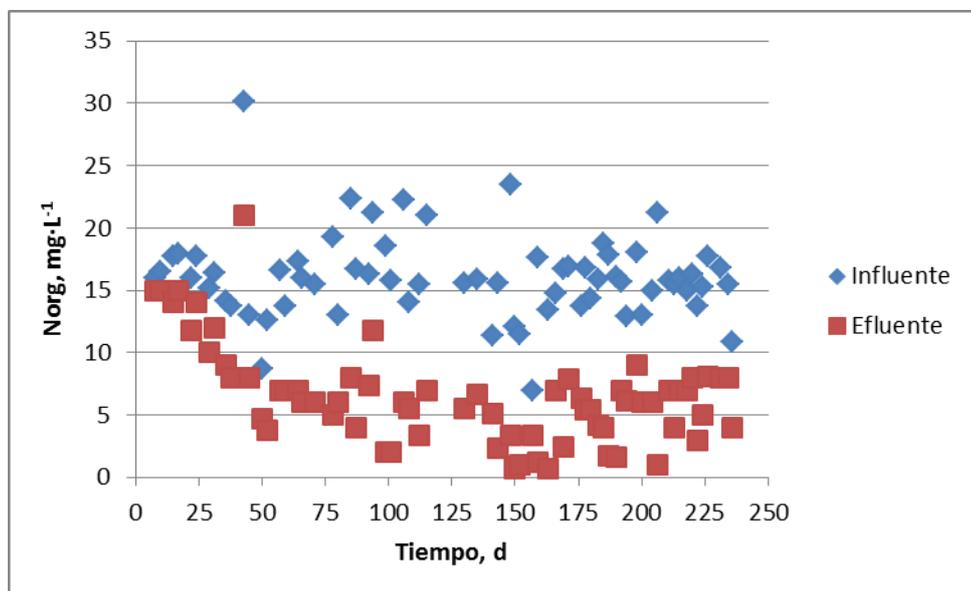


Figura 4.31. Variación de las concentraciones del Norg en el influente y efluente del reactor R1.

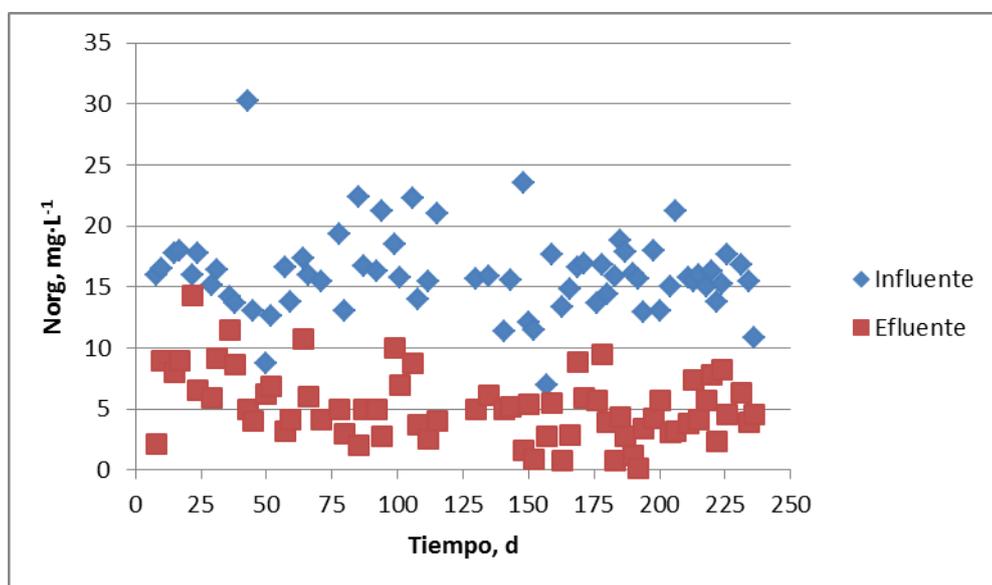
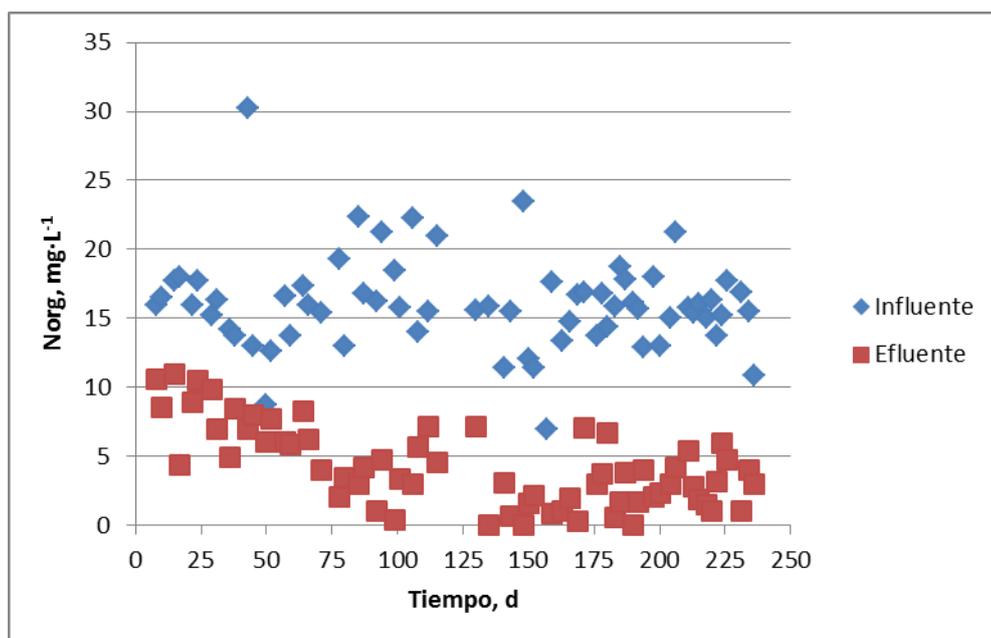


Figura 4.32. Variación de las concentraciones del Norg en el influente y efluente del reactor R2.



**Figura 4.33. Variación de las concentraciones del Norg en el influente y efluente del reactor R3.**

En la Figura 4.34 se presenta el gráfico de las remociones de Norg obtenidas en los reactores R1, R2 y R3 durante todo el periodo de operación. Se observa una variación grande de los valores durante toda la experimentación. Durante los primeros 43 días las remociones de Norg aumentaron en los tres reactores. El promedio de la remoción en R2 y R3 fue similar, de 47 y 48% respectivamente. En R1 se determinó una remoción promedio de 24% que es significativamente menor que las determinadas en R2 y R3 a pesar de la alta desviación estándar la cual fue de 11-22%. Esta diferencia se atribuye a la menor cantidad de biomasa en el reactor R1. Después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno, la remoción del Norg aumentó más de dos veces en R1 y en 10-30% en R2 y R3. En el período días 43-66 la remoción promedio de Norg en los reactores fue de  $52 \pm 13\%$ ,  $60 \pm 20\%$  y  $53 \pm 15\%$ . Se observa que con la disminución de la carga orgánica las remociones del Norg en los tres reactores se volvieron similares. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente y en el período días 71-115 las remociones promedio fueron de  $68 \pm 13\%$ ,  $73 \pm 13\%$  y  $79 \pm 12\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Se observa que las remociones son mayores comparadas con la fase anterior y que son similares en los tres reactores.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio del Norg:  $68 \pm 16\%$ ,  $71 \pm 15\%$  y  $83 \pm 13\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Los resultados indican una remoción similar del Norg en los reactores R1 y R2, y una remoción ligeramente mayor en el reactor R3. En los tres casos se presenta una desviación estándar alta de las remociones lo cual se atribuye a arrastres con efluente de pequeños flóculos biológicos.

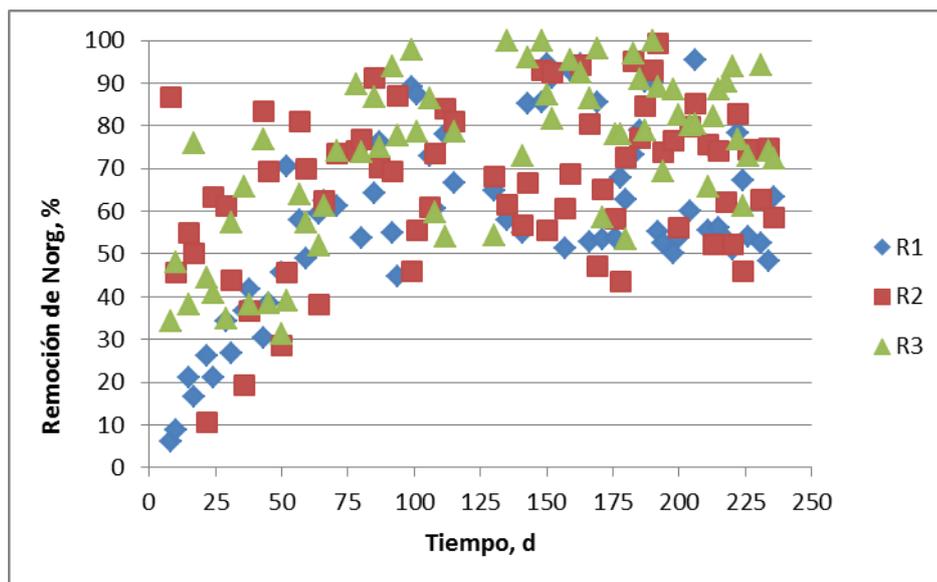


Figura 4.34. Remoción del Norg en los reactores R1, R2 y R3.

Los resultados del seguimiento de la concentración del Norg en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.35 y 4.36 respectivamente. Se observa que la mayor remoción del Norg se obtiene en la zona aerobia de los reactores. En la zona anóxica hubo remoción de Norg solamente durante la primera fase experimental (días 1-38) cuando se formaba la biopelícula y esta remoción se puede atribuir básicamente a adsorción sobre el soporte y atrapamiento en el lecho de la zona anóxica. Después aumentó la cantidad de Norg removida en la zona aerobia y en la zona anóxica prácticamente no había remoción de Norg, es más, frecuentemente en los efluentes de la zona anóxica se determinaban concentraciones de Norg mayores que en la salida de la zona aerobia. Esto se atribuye a flóculos biológicos que se desprendían del lecho anóxico. La mayor parte de estos flóculos se separaban en la zona de sedimentación y la concentración del Norg en el efluente final se determinaba menor que en la salida de la zona anóxica. Los promedios y desviaciones estándar de la concentración del Norg para cada uno de los períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.23 y 4.24. Se observa que las concentraciones promedio del Norg en los efluentes de la zona aerobia y anóxica son prácticamente iguales. El cálculo de las cantidades de Norg removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en la cantidad total de Norg removido se presenta en las Tablas 4.25 y 4.26. Cabe recordar que los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas.

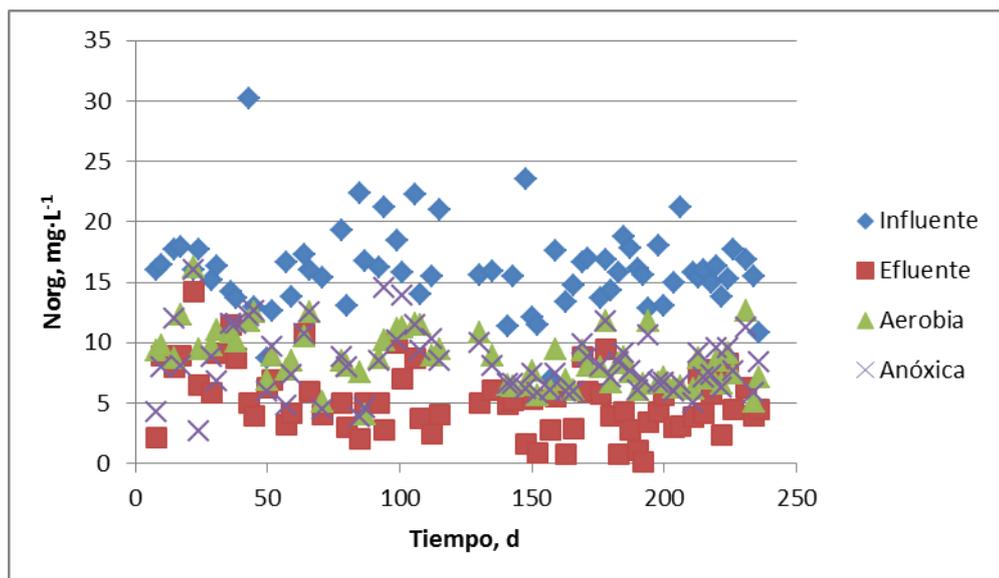


Figura 4.35. Variación de la concentración del Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

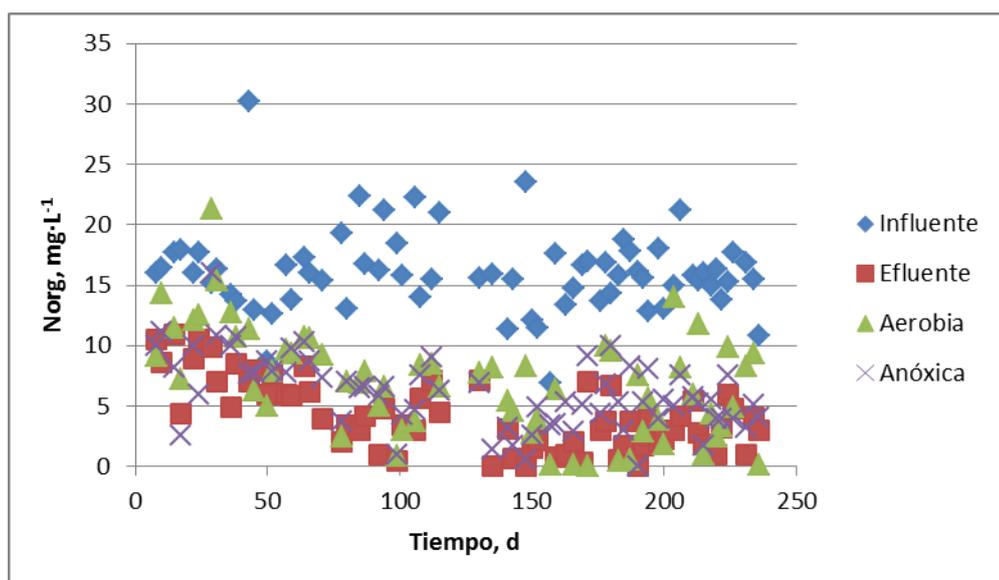


Figura 4.36. Variación de la concentración del Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

**Tabla 4.23. Concentraciones de Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.**

Días	Período	Norg (mg·L <sup>-1</sup> ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	16.1±1.5	10.8±2.2	9.0±3.9	8.4±3.2
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	16.0±6.3	9.9±2.2	9.5±3.1	5.8±2.4
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	17.8±3.2	8.9±2.4	9.0±3.3	4.8±2.4
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	15.4±2.9	7.7±1.8	7.7±1.7	4.4±2.3

**Tabla 4.24. Concentraciones de Norg en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.**

Días	Período	Norg (mg·L <sup>-1</sup> ) en R3			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	16.1±1.5	12.7±3.9	9.5±3.5	8.4±2.3
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	16.0±6.3	8.9±2.3	8.6±1.0	6.9±1.0
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	17.8±3.2	5.9±2.6	5.9±2.0	3.6±1.8
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	15.4±2.9	4.7±3.9	4.7±2.3	2.6±2.0

**Tabla 4.25. Cantidad removida de Norg y porcentaje de contribución de cada zona del R2.**

Días	Norg removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del Norg		
	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.	Total	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.
1-38	5.4	1.8	0.6	7.7	69	23	8
43-66	6.1	0.4	3.7	10.3	59	4	36
71-115	8.9	0.0	4.1	13.0	68	0	32
130-236	7.7	0.1	3.3	11.0	70	1	30

**Tabla 4.26. Cantidad removida de Norg y porcentaje de contribución de cada zona del R3.**

Días	Norg removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del Norg		
	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.	Total	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.
1-38	3.4	3.1	1.1	7.7	45	41	15
43-66	7.2	0.3	1.7	9.1	78	3	19
71-115	11.9	0.0	2.3	14.2	84	0	16
130-236	10.7	0.0	2.1	12.8	84	0	16

Los resultados presentados en las Tablas 4.25 y 4.26 indican claramente que la mayor parte del Norg se remueve en la zona aerobia de los reactores. Durante los primeros 38 días se removieron solo 3-5 mg·L<sup>-1</sup> y después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno (a partir del día 43), la cantidad removida de Norg en R2 aumentó en un 13% y en R3 más de dos veces. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En el período días 71-115 la cantidad removida de Norg aumentó otra vez, es decir en los dos reactores se fortaleció la degradación del Norg. Durante todo el período experimental fue mayor la remoción del Norg en la zona aerobia de R3 que la determinada en R2, incluyendo el período de evaluación, días 130-260, cuando en el reactor R3 se removieron en promedio 77 mg·L<sup>-1</sup> de Norg y en R2 se removieron 10.7 mg·L<sup>-1</sup>. Esto se atribuye a la mayor cantidad de biomasa en R3 debida al mayor volumen del lecho aerobio, lo cual determinó cargas orgánicas y de nitrógeno ligeramente mayores en el reactor R2.

Como ya se mencionó, prácticamente no hubo remoción de Norg en las zonas anóxicas de los dos reactores y en las zonas de sedimentación se removieron cantidades pequeñas, de 3 y 2 mg·L<sup>-1</sup> en R2 y R3 respectivamente, que representan contribuciones en la remoción total del Norg de 30 y 16% respectivamente. Es decir, fue ligeramente mayor la contribución de la zona de sedimentación en R2 que en R3, lo cual se atribuye a su mayor volumen que determina un mayor TRH del agua.

#### **4.3.7 Nitritos, nitratos y alcalinidad**

En las Figura 4.37 y 4.38 se presentan las concentraciones de los nitritos y nitratos determinados en los efluentes de los tres reactores durante todo el período de operación. Se observa que no hubo formación de nitritos y nitratos hasta el día 78 desde el arranque cuando estos aparecieron en pequeñas concentraciones. Después las concentraciones aumentaron y a partir del día 125 su presencia fue permanente en concentraciones variables alcanzando en ocasiones hasta 5-6 mg·L<sup>-1</sup>. Durante el período de evaluación, día 130-236, los promedios de las concentraciones de nitritos fueron de 1.04±1.34, 0.43±0.53 y 0.60±0.96 mg·L<sup>-1</sup> en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Los promedios de las concentraciones de los nitratos para el mismo período fueron de 2.36±1.33, 0.96±1.17 y 1.37± 1.45 mg·L<sup>-1</sup> en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Se observan mayores concentraciones promedio de nitritos y nitratos en el efluente del reactor R1 comparadas con las determinadas en R2 y R3. La variación de las concentraciones fue alta, se obtuvieron desviaciones estándar de más de 100% del valor promedio. Debido a lo anterior la diferencia entre los promedios de las concentraciones de los nitritos y nitratos en los efluentes de R2 y R3 no es estadísticamente significativa. Sin embargo, las concentraciones de nitritos y nitratos en el efluente del reactor R1 fueron casi dos veces mayores comparadas con las determinadas en los efluentes de R2 y R3.

Los resultados del seguimiento de las concentraciones de los nitritos y los nitratos en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.39, 4.40, 4.41 y 4.42. Como ya se mencionó, durante los primeros dos períodos experimentales prácticamente no había nitritos y nitratos en los efluentes.

Después, estos se empezaron a formar y se observa que las concentraciones en los efluentes de la zona aerobia son mayores que las determinadas en los efluentes de

la zona anóxica. Esto significa que parte de los nitritos y nitratos se remueven en la zona anóxica. Los valores de las concentraciones en el efluente de la zona anóxica y en el efluente final de la zona de sedimentación fueron muy similares en la mayoría de las muestras tomadas. Los promedios y desviaciones estándar de las concentraciones de nitritos y nitratos para los últimos dos períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.27 y 4.28. Se observa que el influente del reactor presentó una concentración promedio de nitritos  $0.04$  y  $0.07 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los períodos días 71-115 y días 130-236 respectivamente. También se determinaron promedios de nitratos de  $0.14$  y  $0.31 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los dos períodos respectivamente. En las aguas residuales crudas generalmente no hay nitritos y nitratos por las condiciones sépticas en las que éstas están. Así fue durante los dos primeros períodos de operación, mientras que a partir del día 75 en el agua residual se empezaron a determinar nitritos y nitratos en pequeñas concentraciones que no rebasaban  $0.05 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los nitritos y  $0.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los nitratos.

En el período 135-152 hubo casos de concentraciones de nitratos hasta  $1.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  por lo cual el promedio correspondiente para el período de evaluación fue más alto. Este fenómeno se debe a descargas no regulares de tipo industrial que se efectuaron esporádicamente durante el período experimental. En las Tablas 4.27 y 4.28 se observa que los promedios de las concentraciones en las salidas de las zonas anóxicas de los reactores R2 y R3 son muy similares a los promedios de las concentraciones en los efluentes finales de la zona de sedimentación. Es decir, en las zonas de sedimentación no suceden transformaciones significativas de los nitritos y nitratos presentes en las salidas de las zonas anóxicas.

En la Tabla 4.29 se presenta el cálculo de los nitritos y nitratos formados en las zonas aerobias de R2 y R3, y de los nitritos y nitratos removidos en las zonas anóxicas. Se observa que durante el período de evaluación (días 130-236) alrededor de 60% de los nitratos formados en las zonas aerobias de los reactores R2 y R3 se removieron en las zonas anóxicas de los reactores. También alrededor de 50% de los nitritos formados en las zonas aerobias se removieron en las zonas anóxicas. Durante el período de evaluación en el reactor R1 se formaron  $0.96 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de nitritos y  $2.04 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de nitratos. Los nitritos formados en R1 son ligeramente menores que los formados en la zona aerobia del R3 y similares a los formados en la zona aerobia de R2. Los nitratos formados en R1 son también menores que los formados en la zona aerobia de R3 y similares a los formados en la zona aerobia de R2. Es decir la diferencia entre la concentración de nitritos y nitratos obtenidos en el efluente de R1 por un lado y en los efluentes de R2 y R3 por otro se puede atribuir a la desnitrificación que ocurre en la zona anóxica.

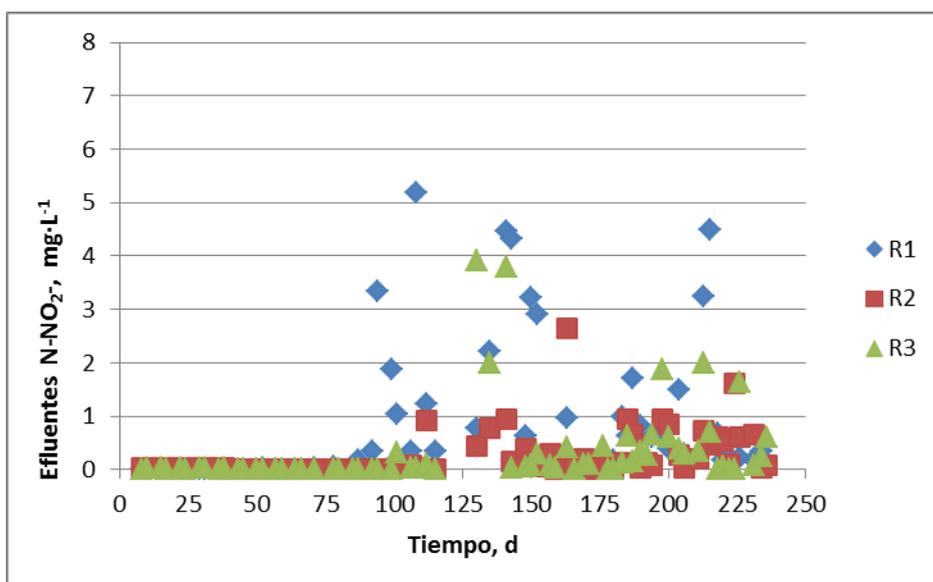


Figura 4.37. Concentración de nitritos en el efluente de los reactores R1, R2 y R3.

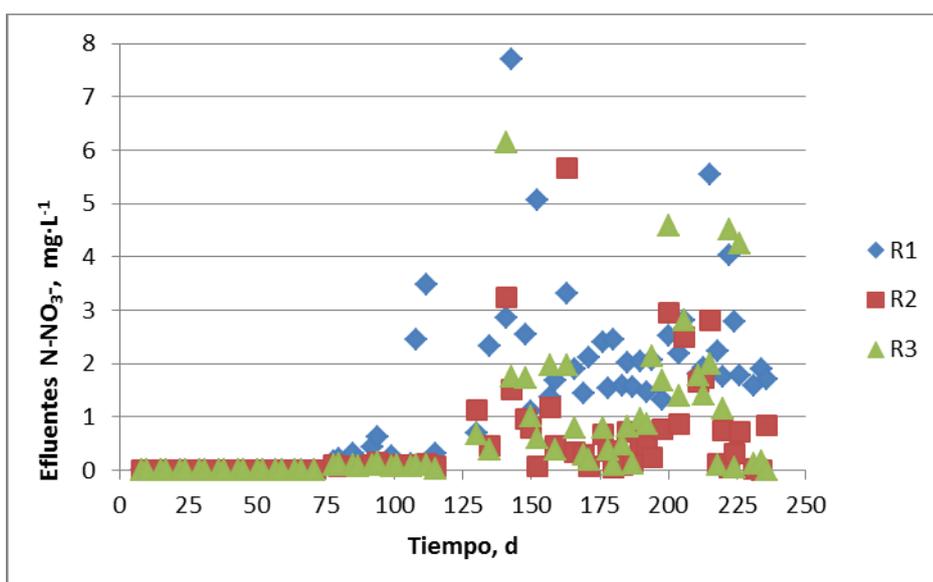


Figura 4.38. Concentración de nitratos en el efluente de los reactores R1, R2 y R3.

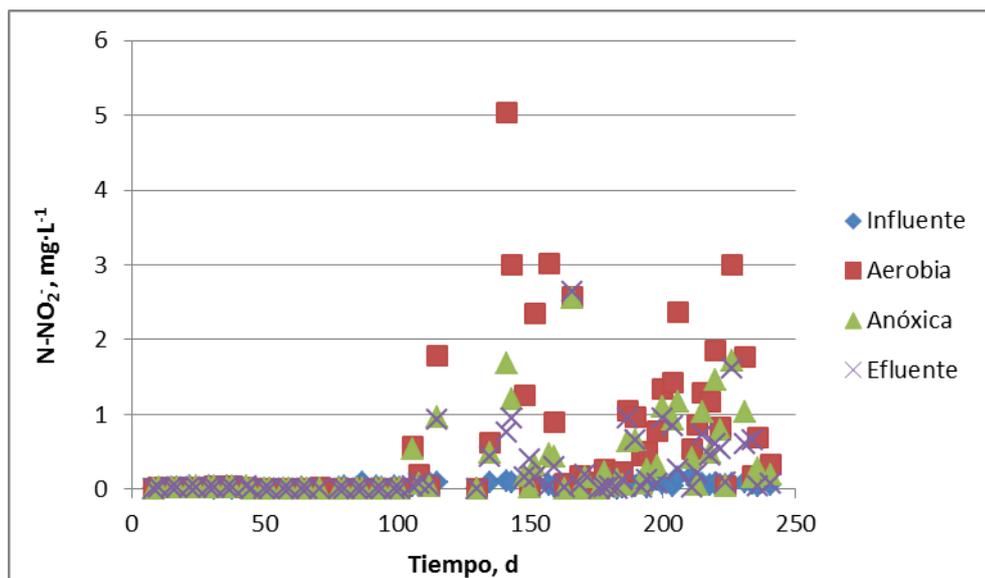


Figura 4.39. Variación de la concentración de los nitritos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

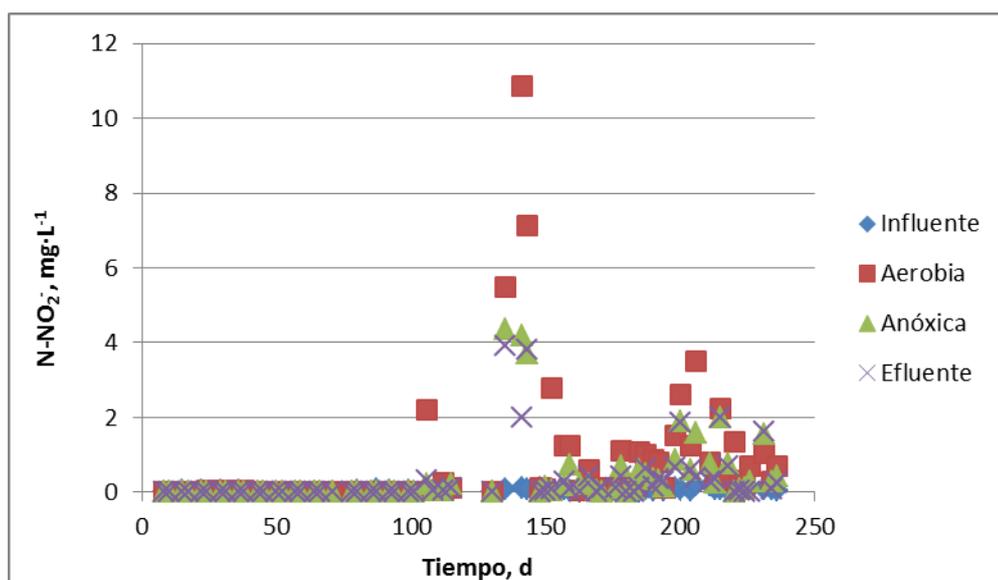


Figura 4.40. Variación de la concentración de los nitritos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

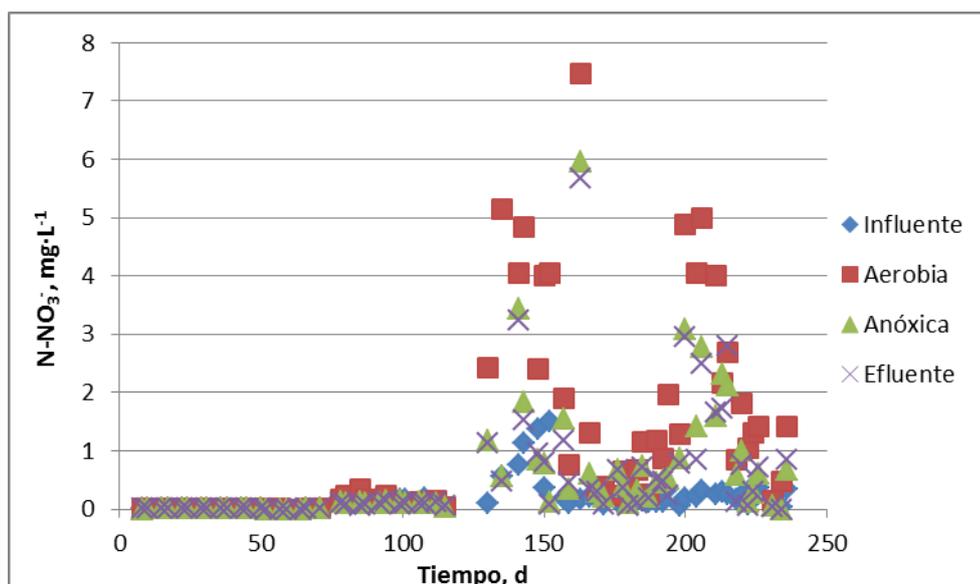


Figura 4.41. Variación de la concentración de los nitratos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

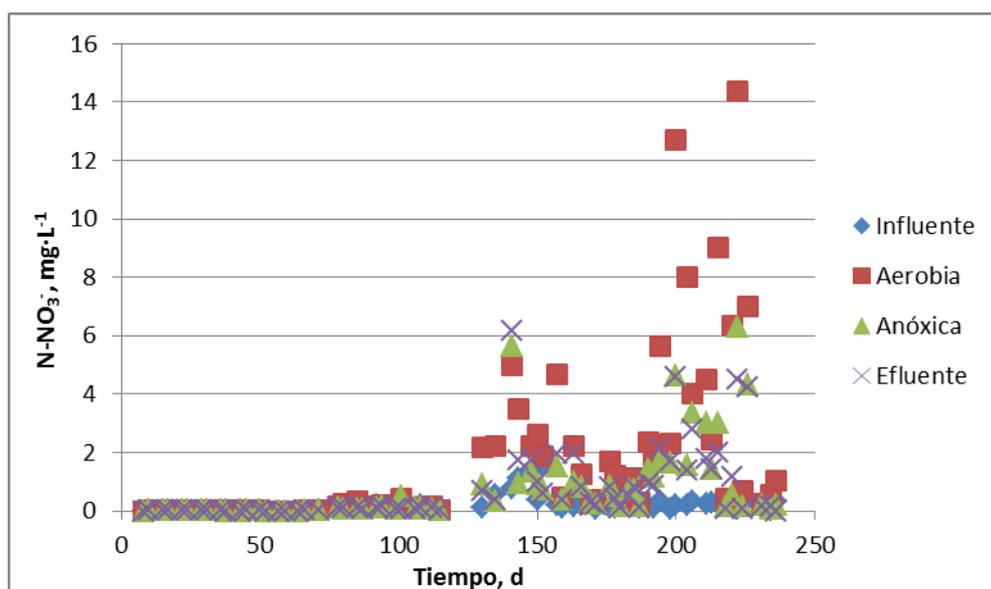


Figura 4.42. Variación de la concentración de los nitratos en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

Tabla 4.27. Concentraciones de Nitritos mg·L-1 en los diferentes puntos de

Reactor	Días	Influente	Aerobia	Anóxica	Efluente
R2	71-115	0.04±0.03	0.20±0.50	0.12±0.29	0.08±0.25
	130-236	0.07±0.04	1.12±1.13	0.56±0.60	0.43±0.53
R3	71-115	0.04±0.03	0.21±0.61	0.04±0.08	0.04±0.09
	130-236	0.07±0.04	1.45±2.18	0.78±1.13	0.60±0.96

**Tabla 4.28. Concentraciones de nitratos  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los diferentes puntos de muestreo de los reactores R2 y R3.**

Reactor	Días	Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
R2	71-115	0.14±0.06	0.14±0.08	0.10±0.04	0.09±0.03
	130-236	0.31±0.34	2.14±1.81	1.06±1.20	0.96±1.17
R3	71-115	0.14±0.06	0.16±0.11	0.11±0.13	0.09±0.04
	130-236	0.31±0.34	3.17±3.40	1.43±1.58	1.37±1.45

**Tabla 4.29. Cantidades de nitritos y nitratos formadas y removidas por zona en los reactores R2 y R3.**

Reactor	Días	N-NO <sub>2</sub> , $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$		N-NO <sub>3</sub> , $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$	
		Formados en aerobia	Removidos en anóxica	Formados en aerobia	Removidos en anóxica
R2	71-115	0.16	0.08	0.01	0.05
	130-236	1.04	0.55	1.82	1.08
R3	71-115	0.17	0.17	0.02	0.05
	130-236	1.38	0.67	2.86	1.74

En la Figura 4.43 se presentan los resultados de la alcalinidad total en el influente y en los efluentes de los tres reactores durante todo el período de la operación. Se puede observar que durante los primeros dos meses las alcalinidades en los efluentes prácticamente no disminuían y se presentaban altas variaciones de los valores. A partir del día 90 es cuando se observa claramente la disminución de la alcalinidad en los efluentes. En los reactores R2 y R3 se determinaban también las alcalinidades en las salidas de las zonas aerobias y anóxicas.

Estos resultados se presentan en las Figuras 4.44 y 4.45. Representan interés los valores después del día 90 y se observa que las alcalinidades en la salida de la zona anóxica y en el efluente final son muy similares, es decir en la zona de sedimentación no hay cambios significativos en la alcalinidad del agua. Los valores en las salidas de las zonas aerobias son ligeramente menores que los determinados en las salidas de la zona anóxica.

Sin embargo, la variación de los valores es muy alta y no se aprecia claramente la diferencia. En la Tabla 4.30 se presentan los promedios y las desviaciones estándar de las alcalinidades en el influente y en el efluente del reactor R1. Se observa que durante las primeras dos fases experimentales casi no hubo cambios en la alcalinidad del agua dentro del reactor, mientras que en las últimas dos fases, con base en los promedios se calcula una disminución de la alcalinidad en  $72\text{-}77 \text{ mg CaCO}_3\cdot\text{L}^{-1}$ .

En las Tablas 4.31 y 4.32 se presentan los promedios de las alcalinidades en el influente y en los efluentes de cada zona de los reactores R2 y R3. Igual que en el caso anterior, durante las primeras dos fases experimentales no hubo diferencia significativa entre los promedios determinados en las salidas de las zonas aerobia y anóxica en los reactores. Durante la tercera fase (días 71-115) los promedios en la salida de las zonas aerobias de los reactores R2 y R3 fueron menores comparados con el promedio calculado en el influente, en  $51$  y  $68 \text{ mg CaCO}_3\cdot\text{L}^{-1}$  respectivamente.

Durante la fase de evaluación (días 130-236) esta disminución de la alcalinidad ya fue en mayor grado, en 85 y 96 mg  $\text{CaCO}_3 \cdot \text{L}^{-1}$  respectivamente. Cabe mencionar que en esta fase es cuando se observó claramente el proceso de nitrificación en las zonas aerobias de los tres reactores. Entonces, la disminución de la alcalinidad se atribuye al fortalecimiento del proceso de nitrificación en el cual se consume alcalinidad. Si se relaciona la alcalinidad consumida promedio y la cantidad de  $\text{N-NH}_4$  removida promedio en R2 y R3, se obtiene un consumo de alcalinidad de 3.9 y 4.1 g de alcalinidad por g de  $\text{N-NH}_4$  removido respectivamente. Se observa que este consumo es menor que el teórico de 7 g de alcalinidad por g de  $\text{N-NH}_4$  removido (Von, 2007), lo cual se puede atribuir a una desnitrificación que sucede en las biopelículas de la zona aerobia Simultáneamente con el proceso de nitrificación. Así por ejemplo, en el reactor R1 que no tiene zonas anóxicas durante la fase de evaluación se determinó una disminución promedio de la alcalinidad en solo 77 mg  $\text{CaCO}_3 \cdot \text{L}^{-1}$ , representando esto una relación de 3.3 g de alcalinidad por g de  $\text{N-NH}_4$  removido, similar a las obtenidas en las zonas aerobias de los reactores R2 y R3.

Analizando los promedios de las alcalinidades en las salidas de las zonas anóxicas en R2 y R3, presentados en las Tablas 4.31 y 4.32, se observa que estos son ligeramente mayores que las calculadas en las salidas de las zonas aerobias, en 9 y 11 mg  $\text{CaCO}_3 \cdot \text{L}^{-1}$  para los reactores R2 y R3 respectivamente durante el período de evaluación. Con base en los promedios de los nitratos y nitritos determinados en las salidas de la zona aerobia y la producción teórica de alcalinidad en el proceso de la desnitrificación de 3.57 mg de  $\text{CaCO}_3$  por cada mg de nitrato reducido, se calcula una formación de alcalinidad de 5.8 y 6.2 mg  $\text{CaCO}_3 \cdot \text{L}^{-1}$  en las zonas anóxicas de R2 y R3 respectivamente. Los valores de las cantidades de alcalinidad formada, reales y teóricos, son muy pequeños comparados con la desviación estándar de la alcalinidad (13-20 mg  $\text{CaCO}_3 \cdot \text{L}^{-1}$ ) por lo cual no se puede hacer una comparación precisa de las alcalinidades formadas en las zonas anóxicas de ambos reactores, R2 y R3.

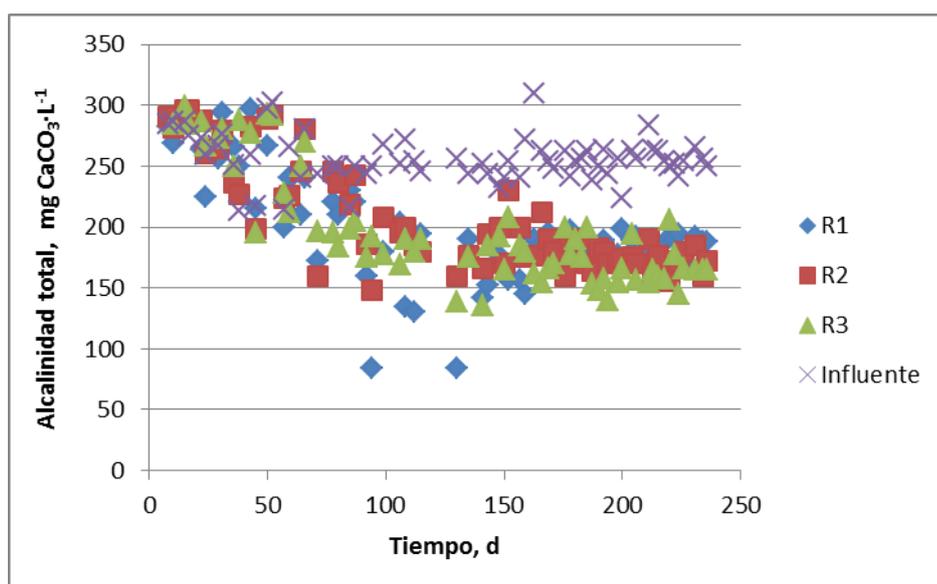


Figura 4.43. Variación de las alcalinidades en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3.

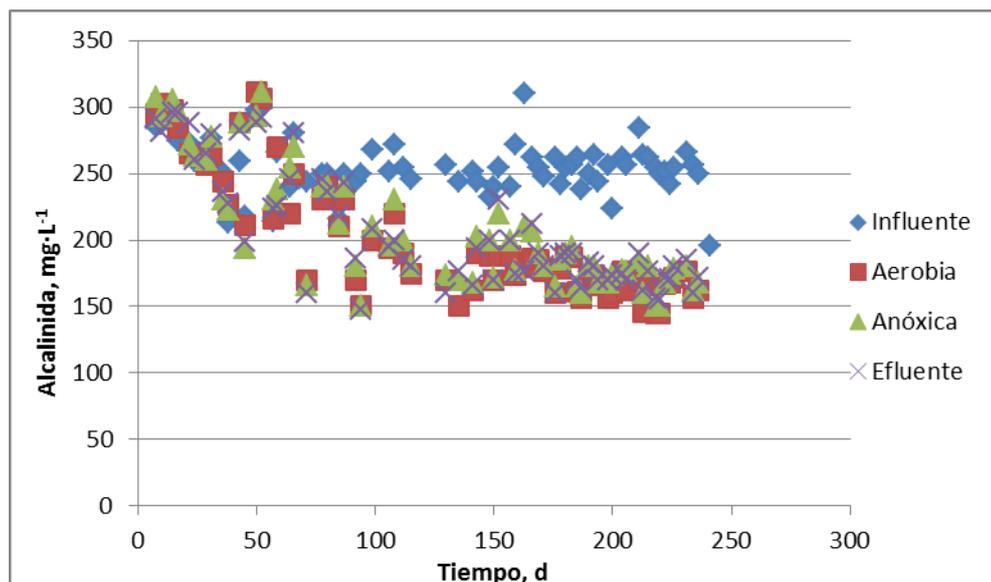


Figura 4.44. Variación de las alcalinidades en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

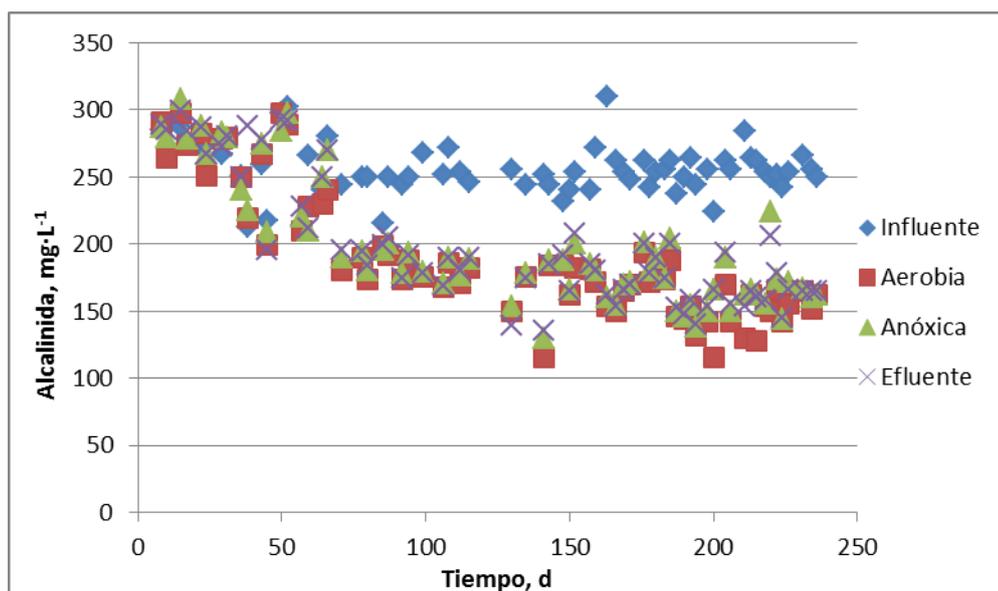


Figura 4.45. Variación de las alcalinidades en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

**Tabla 4.30. Promedios de las alcalinidades totales determinadas en el influente y efluente del reactor R1.**

Días	Período	Alcalinidad total (mg CaCO <sub>3</sub> ·L <sup>-1</sup> ) en R1	
		Influente	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	267±22	268±21
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	260±34	245±36
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	250±14	178±44
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	254±15	177±22

**Tabla 4.31. Promedios de las alcalinidades totales determinadas en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.**

Días	Período	Alcalinidad total (mg CaCO <sub>3</sub> ·L <sup>-1</sup> ) en R2			
		Influente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	267±22	270±25	273±30	272±24
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	260±34	259±41	260±39	255±36
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	250±14	198±28	204±31	200±31
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	254±15	170±13	179±16	178±16

**Tabla 4.32. Promedios de las alcalinidades totales determinadas en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.**

Días	Período	Alcalinidad total (mg CaCO <sub>3</sub> ·L <sup>-1</sup> ) en R3			
		Influente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	267±22	269±23	274±24	280±14
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	260±34	245±36	252±35	252±37
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	250±14	182±9	187±9	188±11
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	254±15	159±20	169±20	169±19

Un aspecto importante para analizar el proceso de desnitrificación en las zonas anóxicas de los reactores R2 y R3 es la disponibilidad de materia orgánica necesaria para el funcionamiento de las bacterias desnitrificantes. Considerando un requerimiento de 3.71 mg de DQO por g de nitratos y nitritos reducidos, se calcula que en el agua que entra a las zonas anóxicas debe haber 12 y 17 mg·L<sup>-1</sup> de DQO.

La DQO promedio en la entrada a las zonas anóxicas fue de 115 y 93  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los reactores R2 y R3 respectivamente, sin embargo no toda la DQO es fácilmente biodegradable. Para evaluar la fracción biodegradable se podrían considerar los promedios de la  $\text{DBO}_5$  en las entradas a las zonas anóxicas que fueron de 47 y 37  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los reactores R2 y R3. Si se asume que la mitad de la  $\text{DBO}_5$  representa la materia orgánica fácilmente degradable se podría decir que en la zona anóxica hubo suficiente materia orgánica biodegradable para cubrir la demanda de las bacterias desnitrificantes. Sin embargo, se sabe que la materia orgánica fácilmente degradable en efluentes de procesos biológicos puede ser menor de la mitad de los valores de  $\text{DBO}_5$ , por lo cual pudo haber habido un pequeño déficit en la zona de desnitrificación, lo cual se confirma con el hecho de que en los efluentes de las zonas anóxicas se determinaron promedios de nitratos y nitritos de 1.6 y 2.2  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en R2 y R3 respectivamente, es decir no se redujeron todos los nitratos y nitritos que ingresaron a las zonas anóxicas.

#### **4.3.8 Remoción de nitrógeno total**

Los resultados del seguimiento de las concentraciones del nitrógeno total (NT) se presentan en las Figuras 4.46, 4.47 y 4.48 para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. En el agua residual generalmente no hay nitratos y nitritos, por cual el NT es igual al NTK. Como ya se mencionó, durante los primeros dos períodos experimentales en el agua residual influente a los reactores no se detectaban nitratos y nitritos, sin embargo, a partir del día 75 en el agua residual se empezaron a determinar nitritos y nitratos en pequeñas concentraciones que no rebasaban 0.05  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los nitritos y 0.2  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los nitratos.

En el período 135-152 hubo casos de concentraciones de nitratos hasta 1.5  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Este fenómeno se atribuye debe a descargas no regulares de tipo industrial que se efectuaron esporádicamente durante el período experimental. El promedio del NT para todo el período experimental fue de  $46.6\pm 7.9 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , similar al promedio determinado para el NTK, de  $46.4\pm 7.8 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . En congruencia con lo observado en el seguimiento del NTK, una pequeña remoción del NT se observó desde el arranque de la experimentación en los tres reactores. Esta remoción se puede atribuir a bioasimilación por parte de las bacterias que se inmovilizaron sobre el empaque y a adsorción sobre el empaque en el caso del nitrógeno orgánico.

La disminución de la carga orgánica y de NT realizada el día 43 desde el arranque se reflejó en una disminución de las concentraciones del NT en los efluentes de los tres reactores, sin embargo, el nitrógeno removido aumentaba todavía lentamente y no aparecían nitratos y nitritos en la salida de las zonas aerobias.

El día 71 empezó la recirculación de los efluentes y durante los días 101-130 se empezaron a detectar nitratos u nitritos en los efluentes de los tres reactores, primero en R1, después en el resto de los reactores. Por lo anterior, las concentraciones del NT fueron ligeramente mayores comparadas con las de NTK. Después del día 130, cuando empezó el período de evaluación, se observa una ligera disminución de las concentraciones de NT en los tres reactores y también una disminución de su variación.

Durante el período de evaluación (días 130-236) en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 se obtuvieron concentraciones promedio de NT de  $17.3 \pm 3.4$ ,  $12.7 \pm 3.0$  y  $8.4 \pm 2.4$   $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Comparando estos valores con los establecidos para descarga en las NOM-001-SEMARNAT-1996, con todos los reactores se cumplen los límites máximos permisibles (LMP) establecidos para NT para las categorías de cuerpos receptores A y B. El LMP para la categoría C es de  $15 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y este LMP no se alcanzó con el reactor R1, sin embargo, con los reactores R2 y R3 se logró obtener concentraciones de NT menores que el LMP. La concentración de NT más baja y la menor desviación estándar se presentó en el reactor R3.

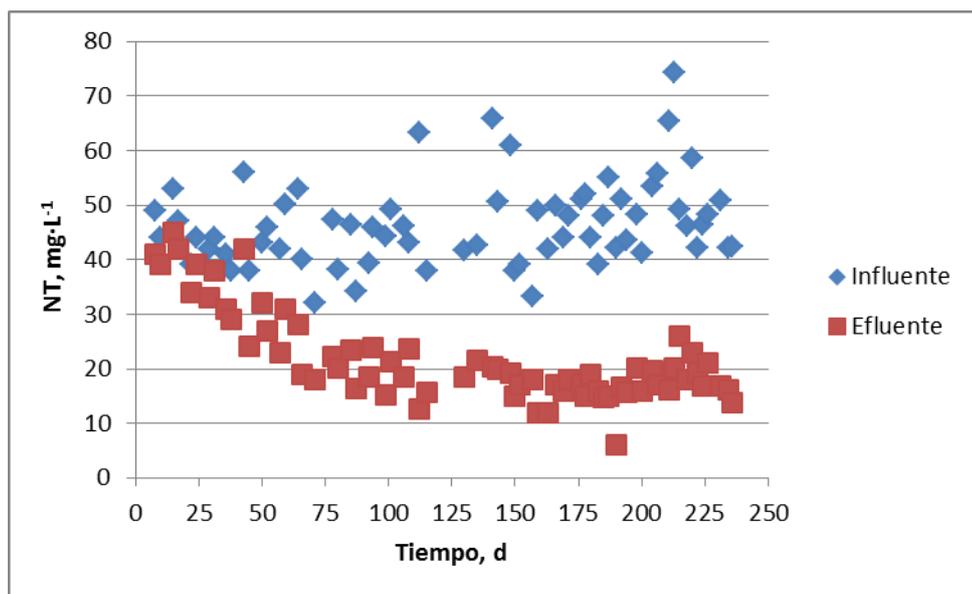


Figura 4.46. Variación de las concentraciones del NT en el influente y efluente del reactor R1.

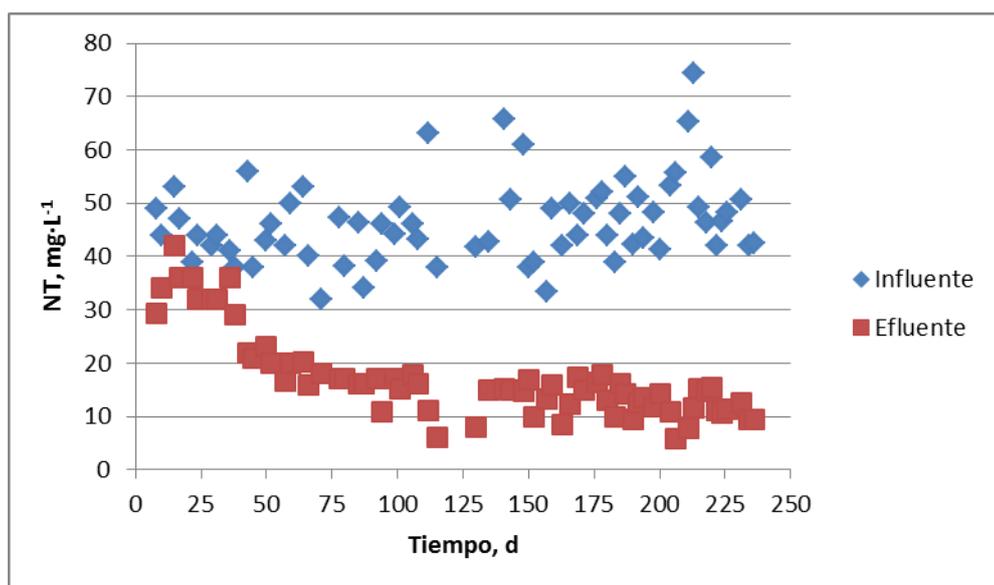
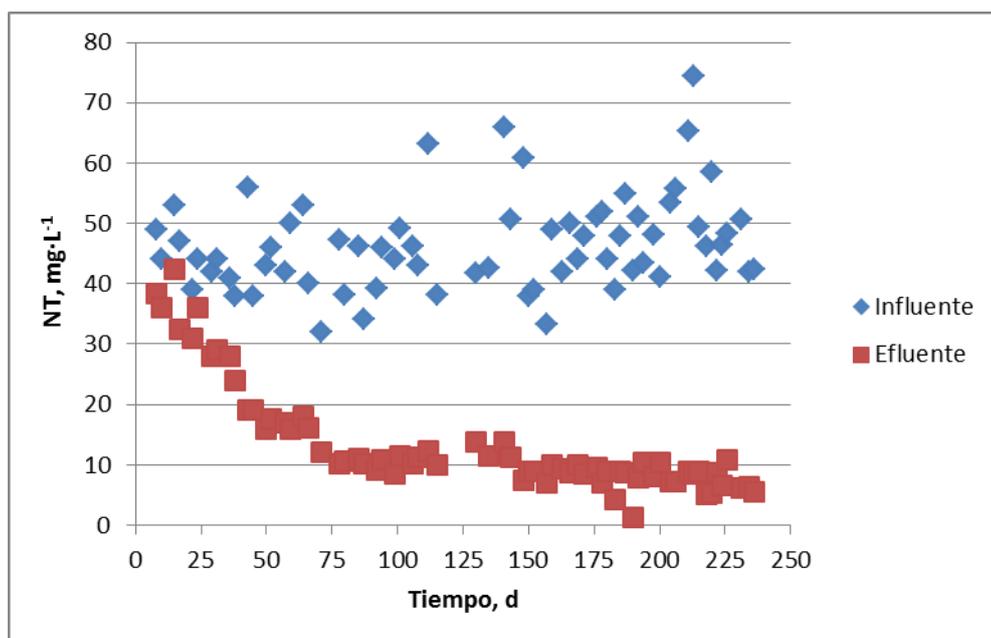


Figura 4.47. Variación de las concentraciones del NT en el influente y efluente del reactor R2.



**Figura 4.48. Variación de las concentraciones del NT en el influente y efluente del reactor R3.**

En la Figura 4.49 se presenta el gráfico de las remociones de NT obtenidas en los reactores R1, R2 y R3 durante todo el periodo de operación. Se observa que durante los primeros 43 días los tres reactores tienen un comportamiento similar, las remociones determinadas son bajas y muy variables, iguales a las remociones del NTK. Después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno, las remociones en los tres reactores aumentaron casi dos veces en todos los reactores, se alcanzaron valores de 50-60%. Los promedios de las remociones de NT para el período 43-66 fueron también iguales a las de NTK. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En la Figura 4.49 se observa que en el período días 71-115 la remoción siguió aumentando en los reactores alcanzando 57-82%. Los promedios fueron de  $55 \pm 10$ ,  $64 \pm 11$  y  $75 \pm 5\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. La variación de los valores fue todavía muy alta.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio de la NT:  $64 \pm 8$ ,  $73 \pm 7$  y  $82 \pm 6\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente, es decir la mayor remoción de NT y la menor desviación estándar de los valores se obtuvieron en el reactor R3, seguido por R2 y al final R1. Las mayores remociones de NT en R2 y R3 comparada con la de R1 se pueden atribuir a la mayor cantidad de biomasa en los dos primeros reactores ya que estos tienen una zona anóxica en la cual se desarrolla biomasa que consume materia orgánica. El mejor desempeño de R3 comparado con R2 se puede atribuir a la mayor carga orgánica y de nitrógeno en R2, pero también la configuración de R3 pudo haber contribuido a este resultado.

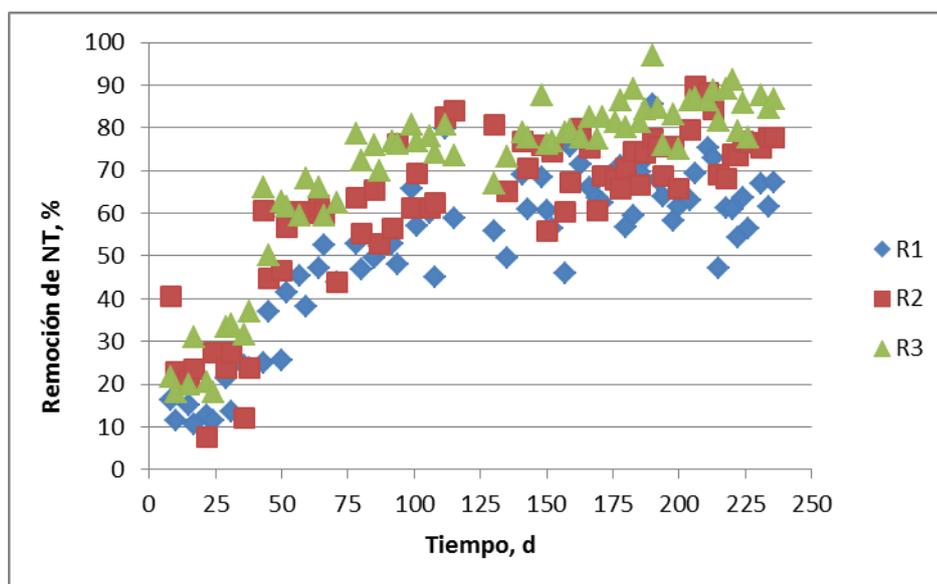
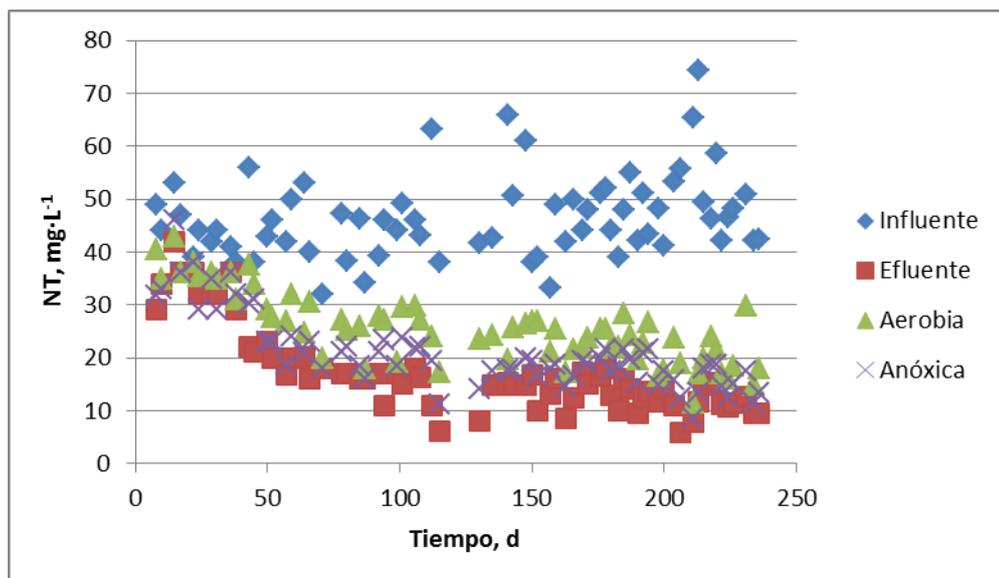
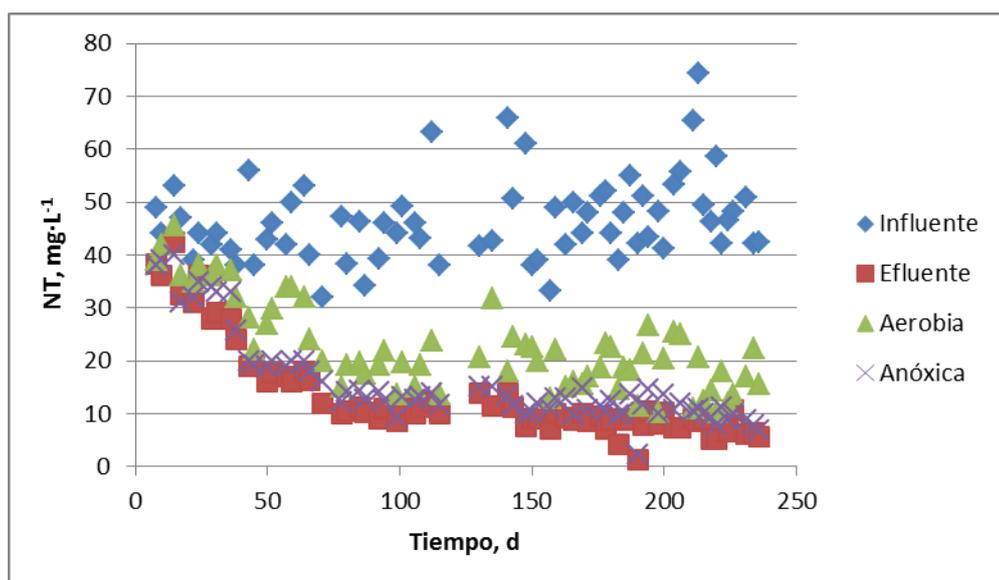


Figura 4.49. Remoción del NT en los reactores R1, R2 y R3.

Los resultados del seguimiento de la concentración del NT en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.50 y 4.51 respectivamente. Se puede observar que la mayor remoción del NT sucede en la zona aerobia de los reactores, pero si hay una contribución adicional de la zona anóxica y de la zona de sedimentación. La contribución de estas dos últimas zonas es diferente en los reactores R2 y R3. La contribución de la zona anóxica es mayor en R3 y la contribución de la zona de sedimentación es mayor en R2. Esto es debido a la diferencia en los volúmenes de las zonas anóxica y de sedimentación en los dos reactores. Los promedios y desviaciones estándar de la concentración del NT para cada uno de los períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.33 y 4.34. El cálculo de las cantidades de NT removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en la cantidad total de NT removido se presenta en las Tablas 4.35 y 4.36. Cabe recordar que los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas.



**Figura 4.50. Variación de la concentración del NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.**



**Figura 4.51. Variación de la concentración del NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.**

**Tabla 4.33. Concentraciones de NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.**

Días	Período	NT (mg·L <sup>-1</sup> ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	44.1±4.6	36.6±3.3	34.6±5.0	33.8±3.9
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	46.0±6.4	30.3±4.1	24.2±4.3	19.8±2.4
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	43.4±7.9	24.5±4.4	19.8±3.4	15.1±3.5
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	48.5±8.5	21.8±4.2	16.9±3.0	12.7±3.0

**Tabla 4.34. Concentraciones de NT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.**

Días	Período	NT (mg·L <sup>-1</sup> ) en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	44.1±4.6	37.9±3.8	34.1±4.2	32.5±5.6
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	46.0±6.4	28.9±4.4	19.4±0.8	17.4±1.3
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	43.6±7.9	18.3±3.1	13.0±1.6	10.6±1.1
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	48.5±8.5	18.5±5.1	10.9±2.5	8.4±2.4

**Tabla 4.35. Cantidad removida de NT y porcentaje de contribución de cada zona del R2.**

Días	NT removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del NT		
	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.	Total	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.
1-38	7.5	2.0	0.8	10.3	73	20	7
43-66	15.7	6.1	4.4	26.2	60	23	17
71-115	19.1	4.8	4.7	28.6	67	17	16
130-236	26.7	4.8	4.2	35.8	75	14	12

**Tabla 4.36. Cantidad removida de NT y porcentaje de contribución de cada zona del R3.**

Días	NT removido, mg L <sup>-1</sup>				Porcentaje de contribución al total removido del NT		
	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.	Total	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.
1-38	6.2	3.8	1.5	11.6	54	33	13
43-66	17.1	9.5	2.0	28.6	60	33	7
71-115	25.3	5.2	2.5	33.1	77	16	7
130-236	34.1	7.5	2.5	40.1	75	19	6

Los resultados presentados en las Tablas 4.35 y 4.36 indican que la mayor parte del NT se remueve en la zona aerobia de los reactores. Esto se observa desde el primer período (los primeros 38 días), cuando la cantidad de NT removida fue muy pequeña en los dos reactores R2 y R3. Después de que se bajó la carga orgánica y de nitrógeno (a partir del día 43), la cantidad de NT removida aumentó más de dos veces y se siguió observando la misma tendencia de mayor remoción en la zona aerobia. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. En el período días 71-115 la cantidad removida de NT aumentó y como se puede observar en las Tablas 4.32 y 4.33, aumentó la contribución de la zona aerobia en la remoción del NT disminuyendo la contribución de la zona anóxica. La contribución de la zona de sedimentación fue mayor en R2 comparado con la del R3, esto es debido al mayor volumen de esta zona en R2.

Durante el período de evaluación, días 130-260, en el reactor R3 se removió en promedio 40.1 mg·L<sup>-1</sup> de NT, mientras que en R2 se removió 35.8 mg·L<sup>-1</sup>. Como se puede observar la diferencia es relativamente pequeña y el mejor desempeño de R3 comparado con R2 se puede atribuir básicamente a la mayor carga orgánica y de nitrógeno en R2. La contribución de las zonas aerobias en la remoción del NT fue de 75% en ambos reactores R2 y R3. En ambos reactores, R2 y R3, es mayor la aportación de la zona anóxica (14 y 19% respectivamente) comparada con la de la zona de sedimentación (12 y 6% respectivamente).

Comparando la cantidad de NT removida en R2 y R3 con la determinada en R1 (de 31 mg·L<sup>-1</sup>) se observa que en R2 se removieron solo 5 mg/L más que en R1. La diferencia es más significativa comparando con R3 en el cual se removieron 9 mg·L<sup>-1</sup> más que en R1.

#### **4.3.9 Remoción de sólidos suspendidos totales**

En las Figuras 4.52, 4.53 y 4.54 se presentan las concentraciones de sólidos suspendidos totales en el influente y en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3. Se puede observar que los SST en el influente presentan variaciones muy grandes. Para todo el período experimental se calculó un promedio de SST de 165±71 mg·L<sup>-1</sup>. Durante los primeros 38 días, cuando se operaba con un caudal de 0.5 L s<sup>-1</sup> y sin recirculación del efluente, las concentraciones de los SST en los efluentes de los tres reactores fueron relativamente altos. Con promedios de 79±31 mg·L<sup>-1</sup>, 94±49 y 92±45 mg·L<sup>-1</sup> en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. Durante el segundo período, días 43-66 se disminuyó el caudal a la mitad y se siguió operando sin recirculación. Los SST en los efluentes de los tres reactores disminuyeron y los

promedios calculados de los SST fueron de  $46 \pm 25$ ,  $52 \pm 49$  y  $34 \pm 24$   $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. En el tercer período experimental, días 71-115, se siguió operando con el mismo caudal pero se implementó recirculación del efluente. Las concentraciones en los efluentes disminuyeron aún más, también disminuyó la variación de la concentración de los sólidos suspendidos.

Los promedios se calcularon de  $19 \pm 10$ ,  $32 \pm 16$  y  $21 \pm 13$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. Durante el período de evaluación, días 130-236, se obtuvieron las siguientes concentraciones promedio de los SST:  $16 \pm 9$ ,  $10 \pm 6$  y  $11 \pm 7$   $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. Se observa que no hay una diferencia estadísticamente significativa entre las concentraciones. Comparando estos valores con los establecidos para descarga y reutilización en las NOM-001-SEMARNAT-1996 y NOM-003-SEMARNAT-1997, con todos los reactores se cumplen los límites máximos permisibles (LMP) establecidos para SST.

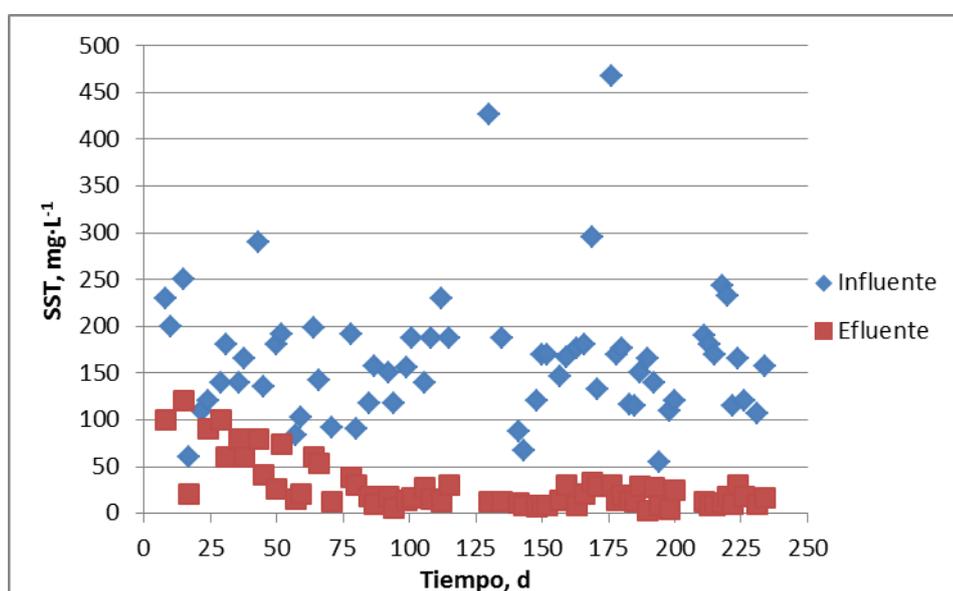
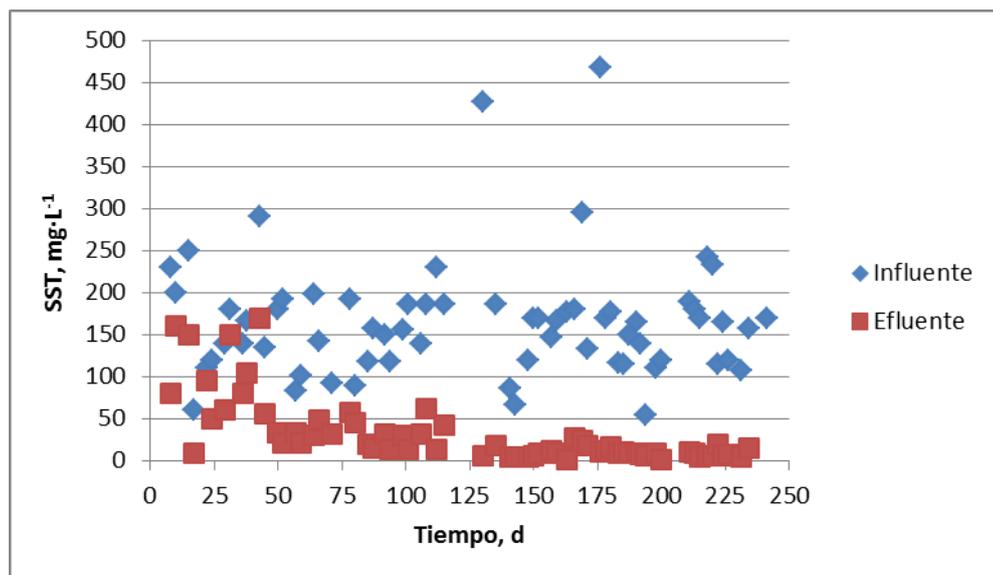
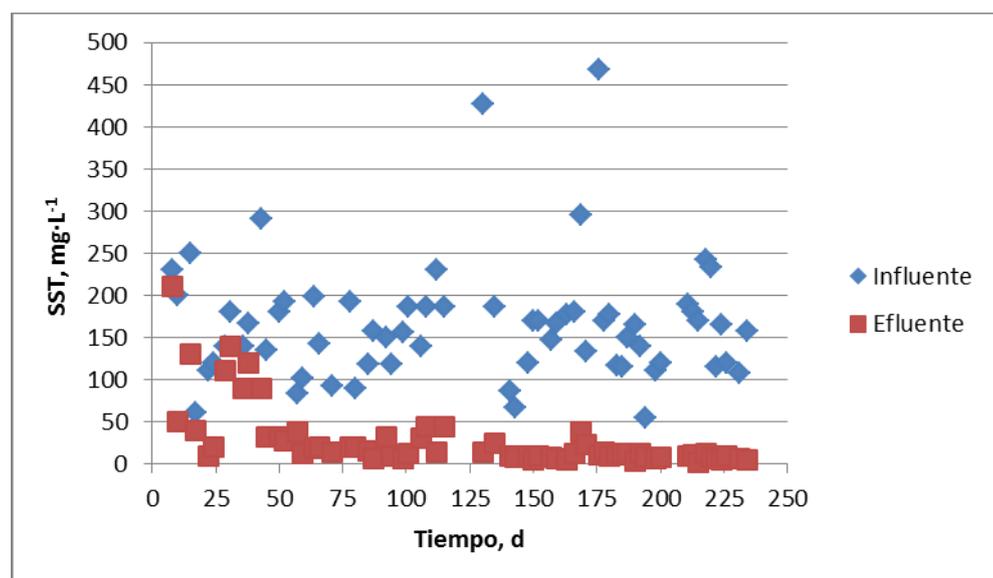


Figura 4.52. Variación de las concentraciones de SST en el influente y efluente del reactor R1.



**Figura 4.53. Variación de las concentraciones de SST en el influente y efluente del reactor R2**



**Figura 4.54. Variación de las concentraciones de SST en el influente y efluente del reactor R3.**

En la Figura 4.55 se presentan las remociones de SST determinados en los 3 reactores. Se observa que durante los primeros 38 días la remoción de SST muy variable, desde unos 10% hasta 90%. Una vez disminuido el caudal el día 43 desde el arranque, la remoción de SST aumentó y en las siguientes dos fases hubo un paulatino incremento de las remociones y una disminución de la variación de los valores. En el período días 43-66 las remociones promedio de SST fueron de  $73\pm 9\%$ ,  $70\pm 16\%$  y  $79\pm 12\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. Las remociones promedio de SST en el período días 71-115 fueron de  $87\pm 8\%$ ,  $78\pm 13\%$  y  $86\pm 8\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio de SST:  $90\pm 6$  para R1 y  $93\pm 4$  en R2 y R3. Las remociones fueron similares y los tres reactores presentaron un buen desempeño con respecto a la remoción de sólidos suspendidos.

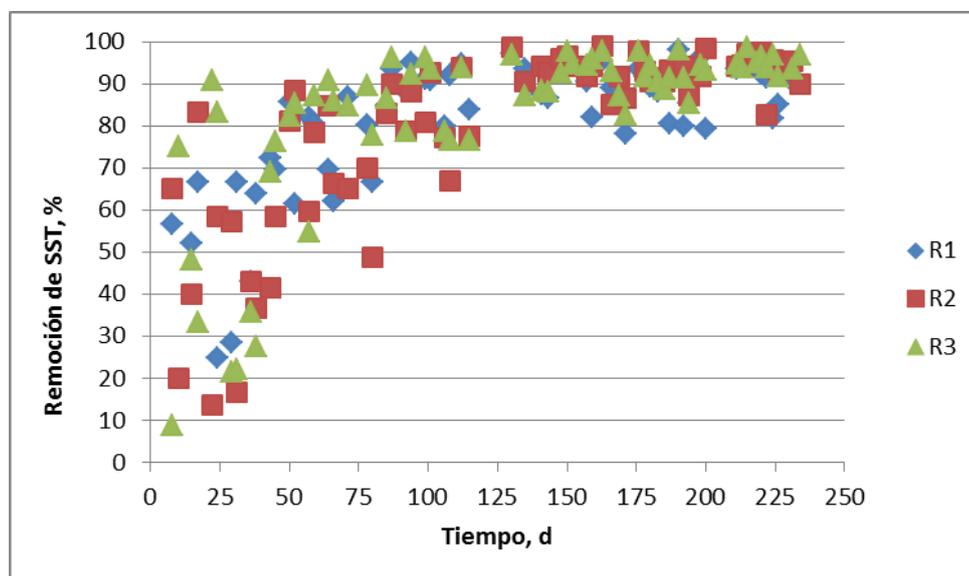


Figura 4.55. Remoción de sólidos suspendidos totales en los tres reactores.

#### 4.3.10 Remoción de sólidos suspendidos volátiles

En las Figuras 4.56, 4.57 y 4.58 se presentan las concentraciones de los sólidos suspendidos volátiles en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3. Igual que los SST, los SSV en el influente presentan variaciones muy grandes. Para todo el período experimental se calculó un promedio de SSV de  $119\pm 55$   $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . La relación SSV/SST fue de 0.72. Durante los primeros 38 días, cuando se operaba con un caudal de  $0.5$   $\text{L}\cdot\text{s}^{-1}$  y sin recirculación del efluente, las concentraciones de los SSV en los efluentes de los tres reactores fueron relativamente altas, con promedios de  $62\pm 23$   $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ,  $66\pm 35$  y  $53\pm 28$   $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. Durante el segundo período, días 43-66 se disminuyó el caudal a la mitad y se siguió operando sin recirculación.

Los SSV en los efluentes de los tres reactores disminuyeron y los promedios calculados fueron de  $38\pm 22$ ,  $32\pm 29$  y  $24\pm 19$   $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. Como se puede observar la variación de las concentraciones permaneció alta. En el tercer período experimental, días 71-115, se siguió operando con el mismo caudal pero se implementó recirculación del efluente. Las concentraciones en los efluentes disminuyeron aún más, también disminuyó la variación de la concentración de los sólidos suspendidos volátiles. Los promedios se calcularon de  $14\pm 9$ ,  $24\pm 15$  y  $16\pm 12$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente. Durante el período de evaluación, días 130-236, se obtuvieron las siguientes concentraciones promedio de los SSV:  $11\pm 8$ ,  $7\pm 5$  y  $6\pm 5$   $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los efluentes de R1, R2 y R3 respectivamente.

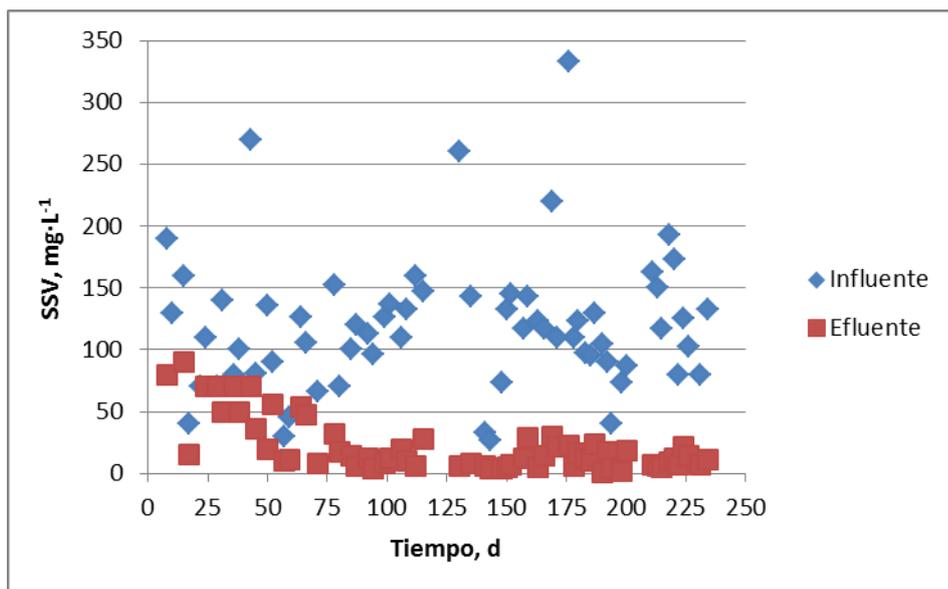


Figura 4.56. Variación de las concentraciones de SSV en el influente y efluente del reactor R1.

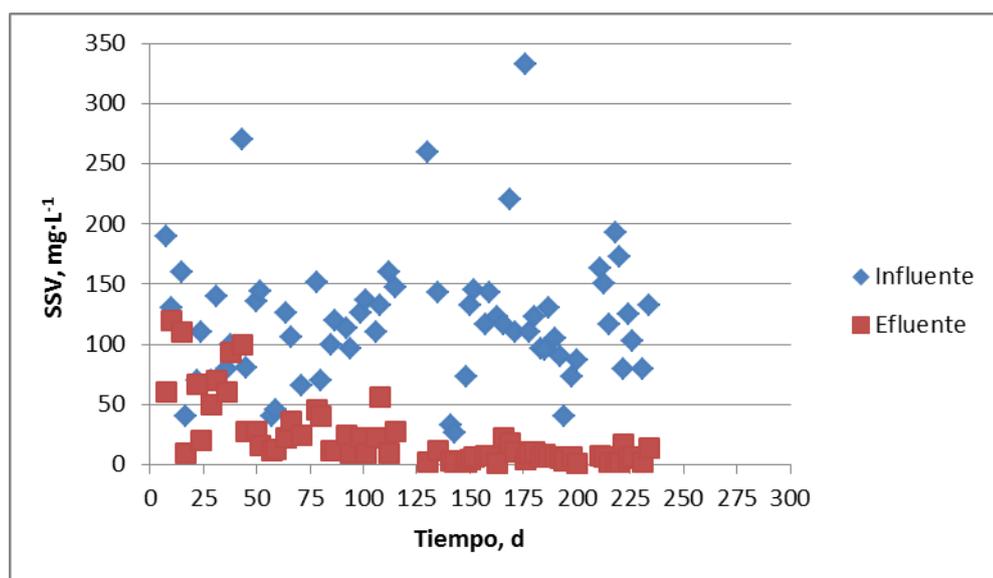
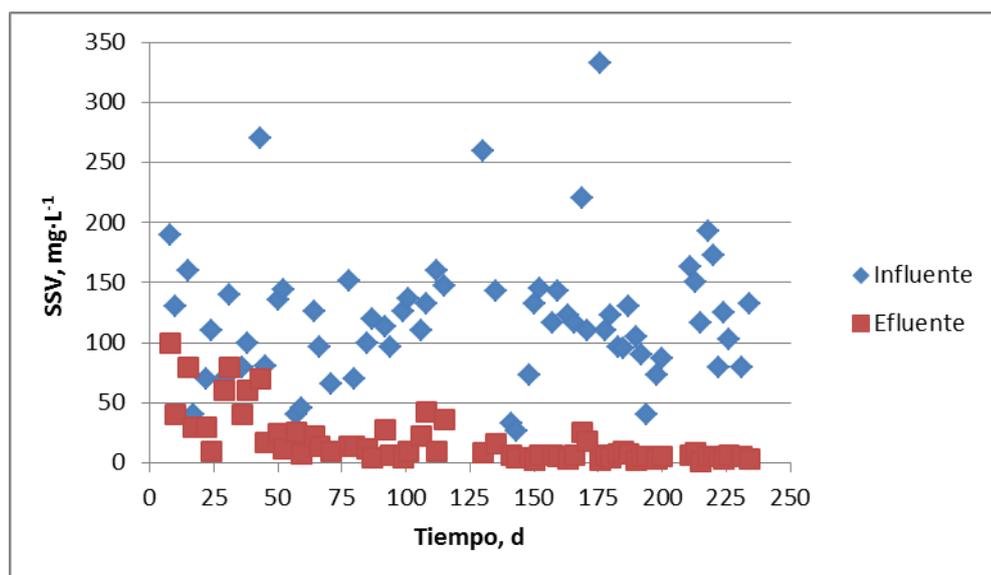


Figura 4.57. Variación de las concentraciones de SSV en el influente y efluente del reactor R2.



**Figura 4.58. Variación de las concentraciones de SSV en el influente y efluente del reactor R3.**

En la Figura 4.59 se presentan las remociones de SSV determinados en los 3 reactores. Se observa que durante los primeros 38 días la remoción de SST muy variable, desde 0 hasta 90%. Una vez disminuido el caudal el día 43 desde el arranque, la remoción de SSV aumentó y en las siguientes dos fases hubo un paulatino incremento de las remociones y una disminución de la variación de los valores. En el período comprendido de los días 43-66 las remociones promedio de SSV fueron de  $63\pm 15\%$ ,  $73\pm 9\%$  y  $77\pm 18\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. Las remociones promedio de SST en el período días 71-115 fueron de  $88\pm 8$ ,  $78\pm 15$  y  $86\pm 9\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio de SSV:  $90\pm 6$  para R1 y  $94\pm 5$  en R2 y R3. Las remociones fueron similares y los tres reactores presentaron un buen desempeño con respecto a la remoción de sólidos suspendidos.

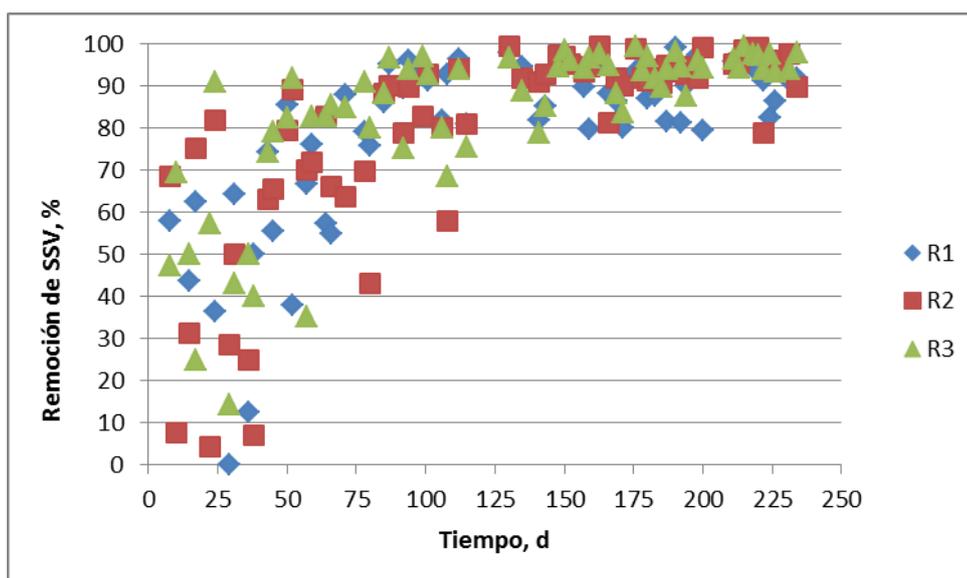


Figura 4.59. Remoción de solidos suspendidos volátiles en los tres reactores.

#### 4.3.11 Remoción de fósforo total

En las Figuras 4.60, 4.61 y 4.62 se presentan las concentraciones del fósforo total (PT) en el influente y en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Para todo el período experimental se calculó una concentración promedio del PT en el influente a los reactores de  $10.9 \pm 1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , relativamente alta pero dentro del intervalo típico para aguas residuales municipales que es de  $4\text{-}12 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . Se observó una ligera disminución de la concentración desde el arranque hasta el final del período experimental.

Durante los primeros 38 días, cuando se operaba con un caudal de  $0.5 \text{ L s}^{-1}$  y sin recirculación del efluente, el promedio del PT en el influente fue de  $11.2 \pm 1.0$  y en los efluentes de los tres reactores se determinaron concentraciones de  $10.1 \pm 1.3$ ,  $9.9 \pm 1.4$  y  $9.6 \pm 1.8 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. En promedio en los reactores se removía  $1.1\text{-}1.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , mucho más que lo que correspondería a la bioasimilación ( $0.2\text{-}0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ), por lo cual la cantidad removida se puede atribuir a adsorción sobre el medio de soporte de la biomasa, sobre la biopelícula y sobre los sólidos suspendidos que sedimentaban en la zona de sedimentación y de acumulación de lodos, de la cual una fracción se extraía diariamente.

Durante el segundo período, días 43-66 se disminuyó el caudal a la mitad y se siguió operando sin recirculación. El promedio del PT en el influente permaneció alto, de  $11.3 \pm 1.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y los promedios en los efluentes fueron de  $9.5 \pm 1.2$ ,  $9.4 \pm 1.6$  y  $9.1 \pm 1.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para R1, R2 y R3 respectivamente, es decir no hubo un aumento significativo en las cantidades de PT removidas.

En el tercer período experimental, días 71-115, se siguió operando con el mismo caudal pero se implementó recirculación del efluente. El promedio de la concentración del PT en el influente permaneció casi igual, de  $11.3 \pm 0.9 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y los promedios en los efluentes disminuyeron ligeramente siendo de  $8.6 \pm 0.8$ ,  $8.4 \pm 0.7$  y  $8.1 \pm 1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para R1, R2 y R3 respectivamente. Se observa que la cantidad removida aumentó ( $2.7\text{-}3.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ). El aumento parcialmente se puede atribuir al incremento de la bioasimilación (estimado de  $1.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ), pero también al aumento de la cantidad de biomasa y de la cantidad de sólidos extraídos del reactor.

Durante el período de evaluación, días 130-236, el promedio de la concentración de PT en el influente fue de  $10.5 \pm 0.9 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y se obtuvieron las siguientes concentraciones promedio del PT en los efluentes:  $6.4 \pm 1.0$ ,  $5.8 \pm 1.1$  y  $5.4 \pm 1.18 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  para R1, R2 y R3 respectivamente. Se observa que a pesar de que los promedios del PT en los efluentes de R2 y R3 fueron ligeramente menores que el promedio en el efluente de R1, no hay una diferencia estadísticamente significativa entre las concentraciones. La cantidad de PT removida fue en promedio de  $4.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en R1 y de  $4.7$  y  $5.2$  en R2 y R3 respectivamente. De estas cantidades a bioasimilación se puede atribuir solo  $1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , el resto de la cantidad removida se atribuye a adsorción en los sólidos y la biomasa y su extracción del reactor con el lodo.

Comparando los valores de la concentración de PT en los efluentes de los tres reactores con los LMP establecidos para descarga y reutilización en la NOM-001-SEMARNAT-1996, se nota que se cumplen los LMP para la mayoría de las categorías de cuerpos receptores, excepto el LMP para categoría C, protección de vida acuática y uso público-urbano. En este caso se cumple el LMP como promedio diario, de  $10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , pero no se cumple el LMP como promedio mensual, de  $5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . En la NOM-003-SEMARNAT-1997 referente al reúso del agua residual tratada, no se especifica un LMP para PT, sin embargo, en el caso de reúso recreativo para recarga de cuerpos de agua superficiales y fuentes decorativas, se tendrá que tomar en cuenta la necesidad de disminuir adicionalmente la concentración del PT en el agua tratada para evitar la eutroficación.

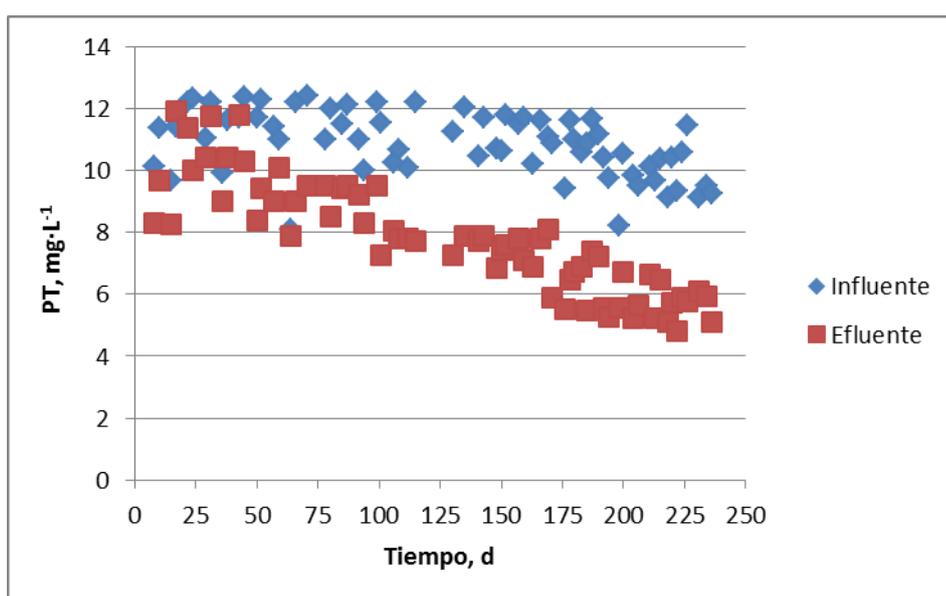


Figura 4.60. Concentraciones del fósforo total en el influente y efluente del reactor R1.

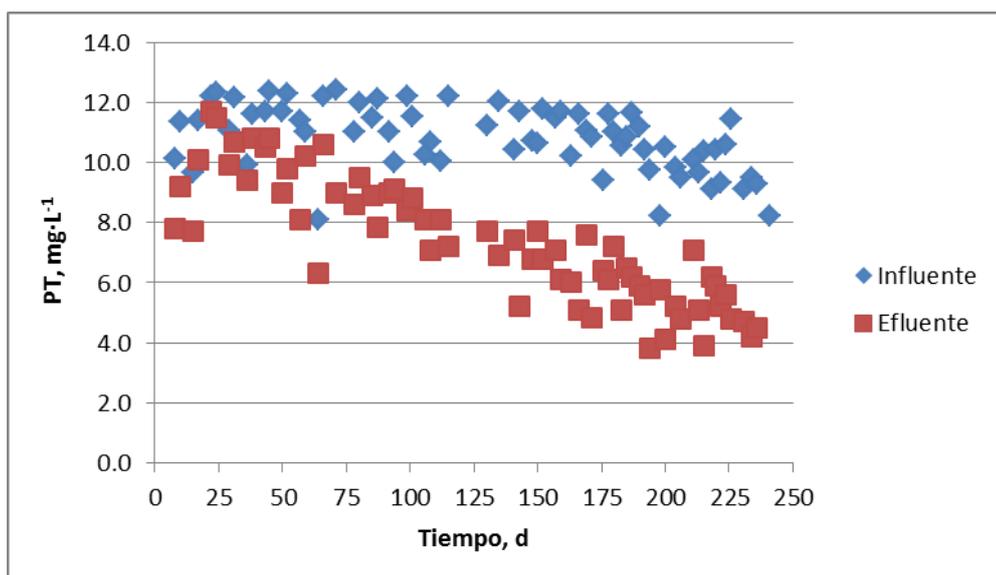


Figura 4.61. Concentraciones del fósforo total en el influente y efluente del reactor R2.

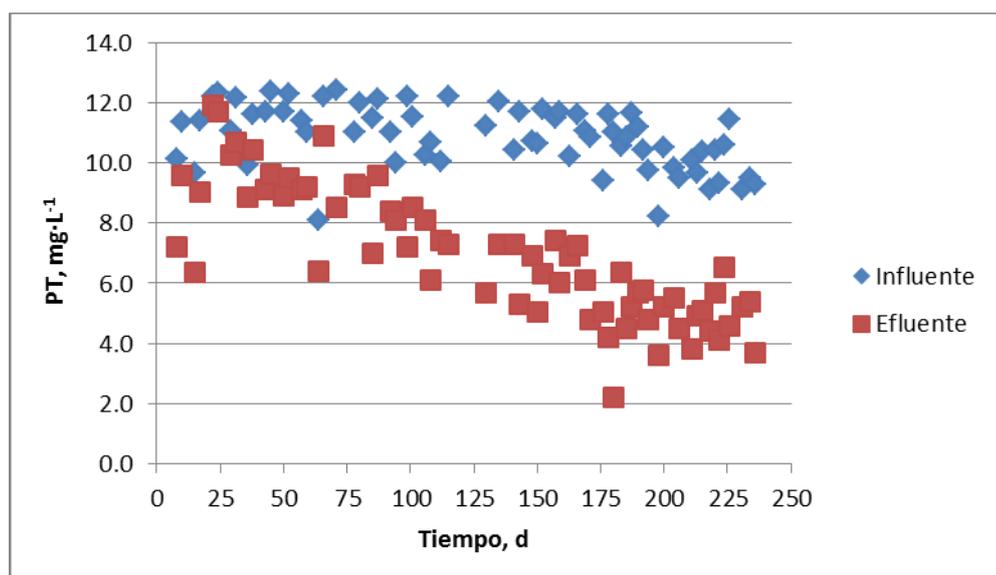
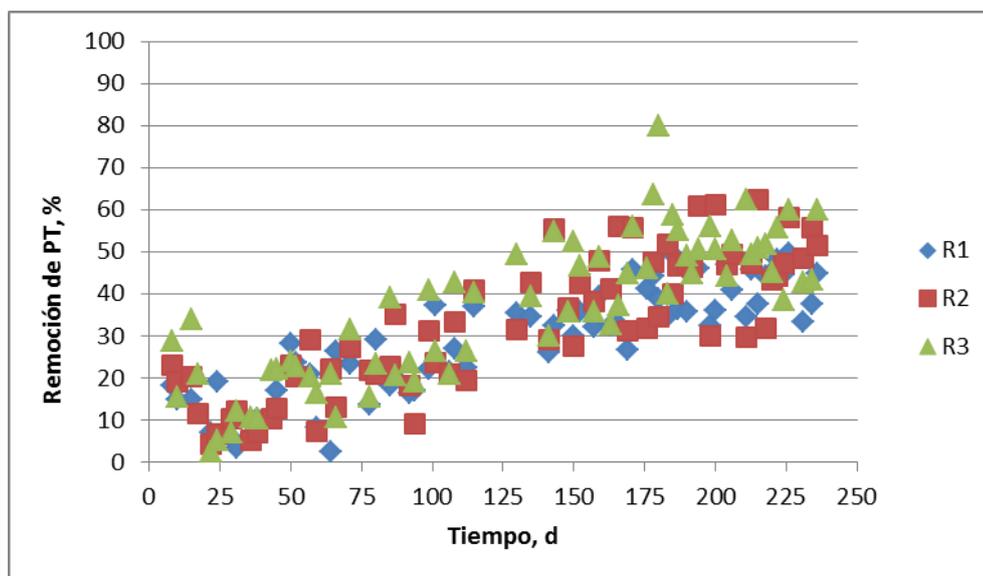


Figura 4.62. Concentraciones del fósforo total en el influente y efluente del reactor R3.

En la Figura 4.63 se presentan las remociones del PT determinados en los 3 reactores. Se observa que durante los primeros 38 días las remociones variaron entre 2 y 34%, con promedios de  $10 \pm 7$ ,  $12 \pm 7$  y  $15 \pm 10\%$  para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Durante el segundo período experimental, días 43-66, cuando se disminuyó el caudal, las remociones fueron de  $16 \pm 11$ ,  $17 \pm 7$  y  $20 \pm 4\%$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. A partir del día 71 empezó la recirculación del efluente. Las remociones promedio de PT en el período días 71-115 fueron de  $24 \pm 7$ ,  $25 \pm 8$  y  $28 \pm 9\%$  en R1, R2 y R3 respectivamente.

Durante el período de evaluación, días 130-260, se obtuvieron las siguientes remociones promedio de PT:  $39 \pm 6$ ,  $45 \pm 10$  y  $49 \pm 10$  para R1, R2 y R3. Se observa una mayor remoción de PT en los reactores R2 y R3 comparada con la determinada en R1. El reactor R2 tuvo un porcentaje de remoción menor que R3, esto se pudo deber a los problemas de desprendimiento de biomasa que se observaron en la zona anóxica, mientras que en R3 la biomasa desprendida del lecho aerobio se dirigía libremente hacia la zona de acumulación de lodos.



**Figura 4.63. Remoción de fósforo total en los tres reactores R1, R2 y R3.**

Los resultados del seguimiento de la concentración de PT en muestras tomadas de los puntos después de la zona aerobia y anóxica en los reactores R2 y R3 se presentan en las Figuras 4.64 y 4.65 respectivamente. La variación de las concentraciones pero se puede observar que hay una contribución de cada una de las zonas de los reactores en la remoción del PT. Los promedios y desviaciones estándar de las concentraciones del PT para cada uno de los períodos experimentales se presentan en las Tablas 4.37 y 4.38. El cálculo de las cantidades de PT removidas en cada zona de los reactores y el porcentaje de contribución de cada zona en la cantidad total removida de PT se presenta en las Tablas 4.39 y 4.40. Cabe recordar que los tres primeros períodos días 1-38, 43-66 y 71-115 corresponden al período de arranque, desarrollo de la biomasa y estabilización del proceso, y el período días 130-236 es el de evaluación del proceso en las condiciones de operación establecidas.

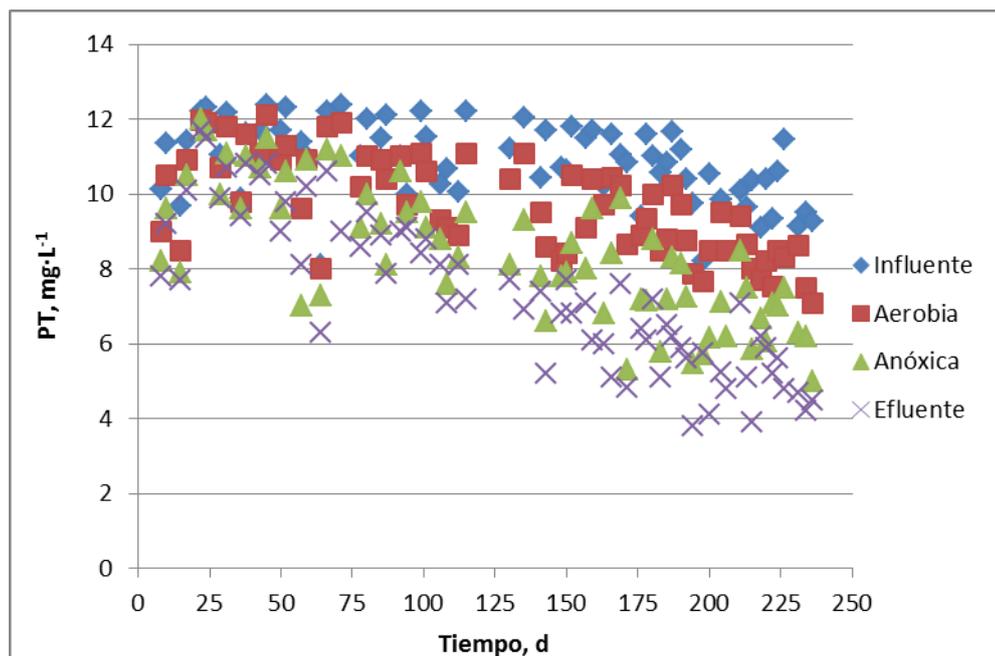


Figura 4.64. Variación de la concentración de PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

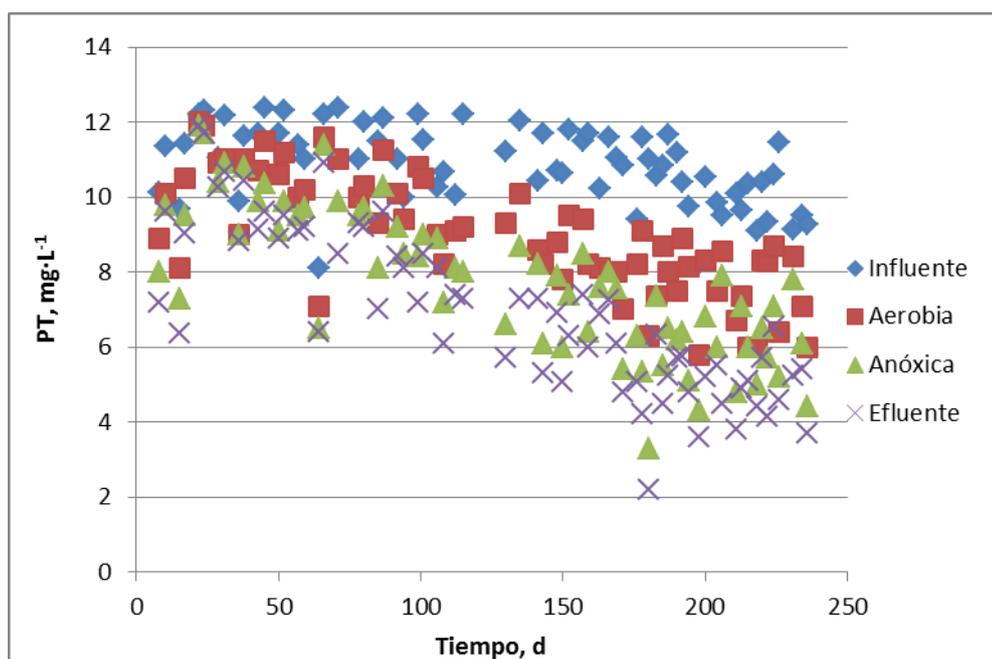


Figura 4.65. Variación de la concentración de PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3: influente, punto de la salida de la zona aerobia, punto de la salida de la zona anóxica, efluente del reactor.

**Tabla 4.37. Concentraciones del PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R2.**

Días	Período	PT en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5$ $L s^{-1}$ sin recirculación	11.2±1.0	10.7±1.2	10.2±1.4	9.9±1.4
43-66	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ sin recirculación	11.3±1.4	10.7±1.3	9.9±1.8	9.4±1.6
71-115	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación	11.3±0.9	10.4±0.9	9.3±1.0	8.4±0.7
130-236	Evaluación ( $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación)	10.5±0.9	8.9±1.0	7.3±1.2	5.8±1.1

**Tabla 4.38. Valores de la PT en los diferentes puntos de muestreo del reactor R3.**

Días	Período	PT en R2			
		Influyente	Aerobia	Anóxica	Efluente
1-38	Operación con $Q=0.5$ $L s^{-1}$ sin recirculación	11.2±1.0	10.3±1.3	9.9±1.5	9.6±1.8
43-66	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ sin recirculación	11.3±1.4	10.4±1.4	9.5±1.4	9.1±1.3
71-115	Operación con $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación	11.3±0.9	9.9±0.9	8.8±0.9	8.1±1.0
130-236	Evaluación ( $Q=0.25$ $L s^{-1}$ con recirculación)	10.5±0.9	7.9±1.1	6.4±1.3	5.4±1.2

**Tabla 4.39. Cantidad de PT removida y porcentaje de contribución de cada zona del R2.**

Días	PT removido, $mg L^{-1}$				Porcentaje de contribución al PT removido		
	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.	Total	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.
1-38	0.5	0.5	0.3	1.3	40	39	22
43-66	0.6	0.9	0.4	1.9	33	45	23
71-115	0.9	1.1	0.8	2.9	31	39	29
130-236	1.6	1.7	1.4	4.7	33	36	31

**Tabla 4.40. Cantidad de PT removida y porcentaje de contribución de cada zona del R3.**

Días	PT removida, $mg L^{-1}$				Porcentaje de contribución al PT removido		
	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.	Total	ZAE.	ZANÓX.	ZSED.
1-38	0.8	0.4	0.3	1.6	54	26	21
43-66	1.0	0.8	0.4	2.3	44	36	20
71-115	1.4	1.0	0.8	3.2	44	32	24
130-236	2.6	1.5	1.0	5.2	51	29	20

Los resultados presentados en las Tablas 4.39 y 4.40 indican que en el reactor R2 alrededor del 70% del PT se remueven en la zona aerobia y anóxica y el resto en la zona de sedimentación. Esto significa que este 30% está constituido por PT adsorbido en los sólidos suspendidos. Estos sólidos, junto con otra cantidad de sólidos suspendidos que se están desprendiendo de la biopelícula en la parte inferior del lecho, se dirigen a la zona de acumulación de lodos y periódicamente se extraen del reactor.

En el reactor R3 se observa que la mitad de la remoción del fósforo sucede en la zona central aerobia del reactor, alrededor de 30% en la zona anóxica periférica y solo 20% en la zona de sedimentación. La mayor contribución de la zona aerobia comparada con la del reactor R2 se puede atribuir básicamente a la configuración de esta zona que tiene su fondo libre y permite una mejor transferencia directa de la biomasa desprendida a la zona de acumulación de lodos, mientras que en el caso de R2 la biomasa desprendida a fuerza tiene que pasar por la zona anóxica. Además el volumen de la zona aerobia y por ende la cantidad de biomasa aerobia en el reactor R3 es mayor que el volumen y la biomasa en el R2.

Ambos reactores R2 y R3 tienen mayor volumen de las zonas empacadas, aerobia y anóxica, comparados con el R1, por lo cual la cantidad de biomasa en estos reactores es mayor que en R1 y esto hace que la remoción del PT por bioasimilación y adsorción sea ligeramente mayor, como lo demostraron los resultados de la evaluación.

#### 4.3.12 Parámetros de campo temperatura, pH y OD

En la Figura 4.66 se presenta la variación de la temperatura del influente y de los efluentes de los tres reactores durante los 230 días de operación.

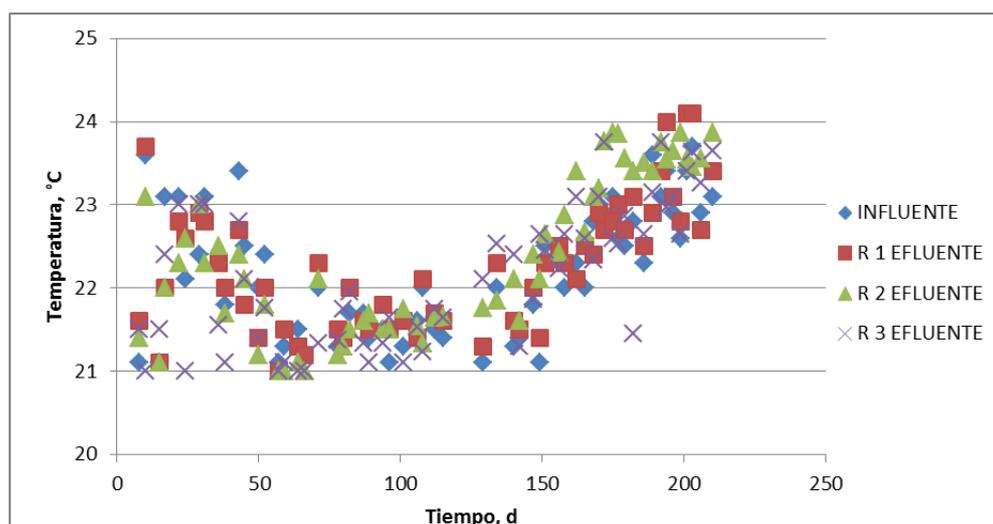


Figura 4.66. Comportamiento de la temperatura en los tres reactores.

Como se puede muestra en la Figura 4.66 la temperatura varió entre los 21 y 24 °C, temperatura muy adecuada para el funcionamiento de los procesos biológicos aerobios. Durante el primer período experimental, del día 1 al 43, la temperatura promedio en el influente fue de 22.4 °C y la del efluente fue de 22.4, 22.2 y 21.9 °C para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Las temperaturas en la zona aerobia y anóxica fueron iguales a las reportadas en los efluentes de cada reactor.

Durante el segundo periodo experimental la temperatura promedio del influente fue de 21.7 °C y la de los efluentes fue de 21.7, 21.5 y 21.5 °C para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Las temperaturas fueron un poco más bajas para este periodo que para el periodo 1 y 3 esto es debido a que fue época de invierno y la temperatura fue más baja por las mañanas que fue la hora en la que se tomaron las lecturas.

Para el tercer periodo la temperatura promedio en el influente fue de 22.5 °C y la de los efluentes fue de 22.7, 23.1 y 23.0 °C para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. La temperatura en este periodo volvió a aumentar ya que la temperatura del medio ambiente también se empezó a elevar lo cual fue beneficioso para el desarrollo de la nitrificación y desnitrificación. El rango de temperatura para las bacterias nitrificantes esta entre 10 a 30 °C (EPA, 1993), incrementándose la velocidad de crecimiento conforme asciende la temperatura Tabla 2.3. Por lo que, la temperatura no es un factor que inhiba el crecimiento de las bacterias nitrificantes ni desnitrificantes en los tres reactores.

En la Figura 4.67 se presenta la variación del pH que tuvieron los tres reactores durante los 230 días de operación.

Del día 1 al 43 el pH promedio para el influente fue de 7.33 y el de los efluentes fue de 7.32, 7.21 y 7.08 en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. El pH fue muy similar para los tres reactores y los valores obtenidos prácticamente son neutros lo cual es bueno para el proceso de nitrificación y desnitrificación. Del día 43 al 115 el pH en el influente fue de 7.45 y de 7.32, 7.40 y 7.40 en los efluentes de los reactores R1, R2 y R3 respectivamente.

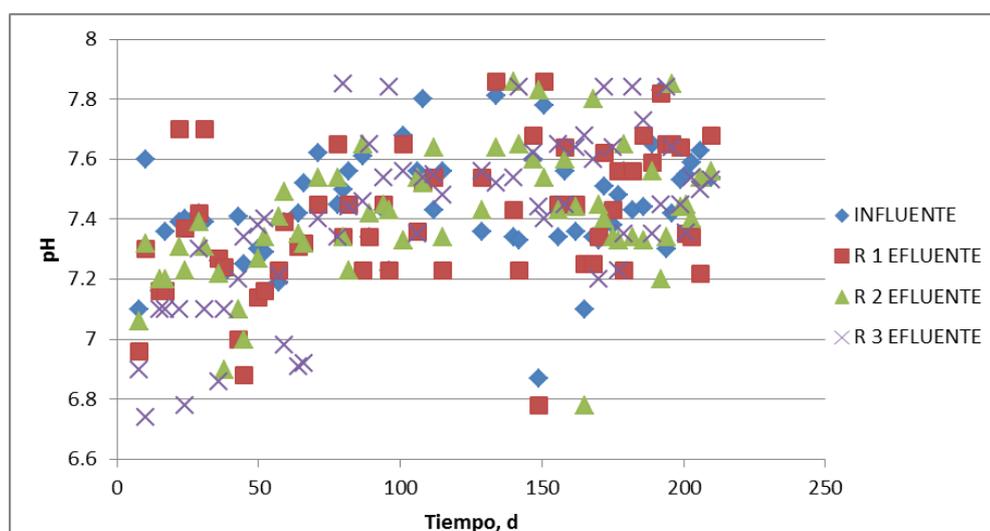


Figura 4.67. Gráfico del comportamiento del pH en los tres reactores.

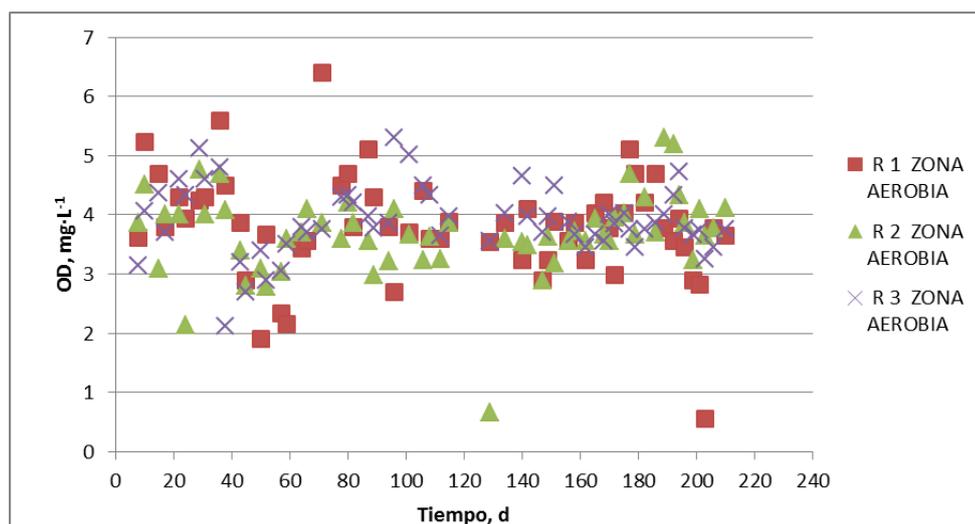
Durante el tercer periodo los procesos de nitrificación y desnitrificación ya se habían empezado a desarrollar y a estabilizar. El pH en el influente fue en promedio de 7.46 y los promedios en los efluentes fueron de 7.50, 7.49 y 7.55 para los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. El pH es un parámetro importante en el desarrollo de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes ya que estas son sensibles a las variaciones del pH y se puede ver inhibido el crecimiento de estas bacterias en los reactores (EPA, 1993; Metcalf y Eddy, 2003). Como se observa en la Figura 4.67 el rango del pH se encuentra entre 6.8 y 7.8 para los tres reactores y la velocidad de nitrificación óptima ocurre a valores de pH de 7.5 a 8.0, así que no ha sido necesario ajustarlo para mantener valores de pH aceptables. De acuerdo a los valores de pH obtenidos en este estudio se encuentran dentro del intervalo de valores óptimos para los procesos de nitrificación y desnitrificación (Clifford *et al.*, 1992).

En la Figura 4.68, se presenta el gráfico de la variación de OD en la zona aerobia de cada reactor en donde se llevó a cabo el proceso de nitrificación durante los 230 días de operación.

Durante el primer periodo de operación del día 1 al 43 el OD promedio fue de 4.42, 3.9 y 4.1  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente. Las tres concentraciones de OD están dentro del rango que indica la literatura para poder llevar a cabo el proceso de desnitrificación, sin embargo la carga orgánica superficial en esta etapa era muy alta y era más fácil que el oxígeno disuelto se utilizara para la remoción de materia orgánica que para el proceso de nitrificación.

En el segundo periodo la COS se redujo a la mitad y la concentración promedio de OD fue de 3.73, 3.5 y 3.9  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  aún para este periodo en el que la carga era menor y la concentración de OD era alta no se desarrolló el proceso de nitrificación, solo en el reactor R1 al final de esta última etapa se tuvieron concentraciones de más de 1  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de nitritos en el efluente lo que indicaba que el proceso de nitrificación ya empezaba a desarrollarse.

Para el último periodo de operación del día 130 al 230, al inicio el proceso de nitrificación se estaba empezando a desarrollar y conforme paso el tiempo este empezó a estabilizarse. Se presentaron concentraciones promedio de OD de 3.63, 3.7 y 3.9  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  en los reactores R1, R2 y R3 respectivamente.



**Figura 4.68. Variación del OD en los tres reactores.**

Conforme a lo presentado en la Figura 4.68 se puede observar que el rango de OD en la zona aerobia para los tres reactores esta entre 2.0 y 5.5  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ . De acuerdo con lo reportado en la literatura la concentración mínima de OD para las bacterias nitrificantes es de 2.0  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  (Clifford et al., 1992). Por lo que, los niveles de OD obtenidos en este estudio permiten tanto la degradación de la materia orgánica, como el desarrollo de las bacterias nitrificantes en la zona aerobia del reactor.

#### 4.4 Caracterización de la biopelícula

Para la caracterización de la biomasa se determinó:

- La cantidad de biomasa medida como  $\text{gST}\cdot\text{m}^2$ ,  $\text{kgST}\cdot\text{m}^3$ ,  $\text{gSV}\cdot\text{m}^2$  y  $\text{kgSV}\cdot\text{m}^3$ .
- Se cuantificaron las bacterias nitrificantes (BOA y BON) y las bacterias desnitrificantes.
- Se determinó el espesor de la biopelícula.

El muestreo para la determinación de la cantidad de la biomasa se realizó una vez por semana desde el inicio de operación y hasta el día 70. Del día 70 en adelante las muestras se tomaron 2 veces a la semana. Durante el cuarto periodo el muestreo se realizó tres veces a la semana. Las muestras se tomaron de diferentes puntos de la parte alta y media de la zona aerobia para los tres reactores y solo de la zona anóxica para el reactor R3. Se calcularon los promedios de los resultados obtenidos en la parte alta y la media, así como los promedios para cada etapa experimental. Los análisis para la cuantificación de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes, así como para el espesor de la biopelícula se realizaron 1 o 2 veces por mes.

#### 4.4.1 Cantidad de la biomasa medida como SV y ST

En la Tabla 4.41 se presentan los resultados de la cuantificación de la biomasa en la zona central aerobia del reactor R1 durante los diferentes períodos experimentales. Durante la primera fase experimental la carga orgánica fue alta y la biomasa se desarrolló relativamente rápido, en la segunda fase la carga se disminuyó a la mitad y como se puede observar la cantidad de biomasa en el reactor permaneció igual que en la fase anterior. En la tercera fase experimental la carga orgánica permaneció igual pero se implementó la recirculación del efluente. Los resultados indicaron un pequeño incremento de la cantidad de la biomasa que podría ser atribuido al aumento del espesor y la densidad de la biopelícula. La cuarta fase experimental corresponde al período de evaluación la cual se realizó en las mismas condiciones de operación que en la fase anterior. Los resultados indicaron otro incremento de la cantidad de la biomasa la cual fue en promedio para esta fase de  $7.2 \pm 1.8 \text{ gSV} \cdot \text{m}^{-2}$ .

**Tabla 4.41 Promedios de la cantidad de biomasa en el reactor R1.**

Días	Período	Cantidad de biomasa			
		$\text{gST} \cdot \text{m}^{-2}$	$\text{kgST} \cdot \text{m}^{-3}$	$\text{gSV} \cdot \text{m}^{-2}$	$\text{kgSV} \cdot \text{m}^{-3}$
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$6.7 \pm 3.5$	$7.2 \pm 3.7$	$3.7 \pm 1.7$	$4.0 \pm 1.9$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$7.3 \pm 2.3$	$7.8 \pm 2.5$	$4.5 \pm 1.4$	$4.8 \pm 1.5$
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	$8.5 \pm 2.1$	$9.1 \pm 2.3$	$6.0 \pm 1.7$	$6.4 \pm 1.8$
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$10.6 \pm 1.7$	$11.3 \pm 1.9$	$7.8 \pm 1.3$	$8.3 \pm 1.4$

En la Tabla 4.42 se presentan los resultados de la cuantificación de la biomasa en la zona aerobia del reactor R2 durante los diferentes períodos experimentales. Debido a que la zona anóxica estaba debajo de la aerobia, fue imposible tomar muestras del empaque de forma adecuada, por lo cual se cuantificó solo la biomasa en la zona aerobia. Se observa una similitud en las cantidades de la biomasa durante las primeras dos fases experimentales y un incremento en las siguientes dos fases. No hay una diferencia estadísticamente significativa entre los valores promedio de la cantidad de biomasa calculados en R1 y R2 durante la fase de evaluación, a pesar de que el valor promedio en R2 fue ligeramente menor que el determinado en R1.

Tabla 4.42 Promedios de la cantidad de biomasa en el reactor R2.

Días	Período	Cantidad de biomasa			
		gST·m <sup>-2</sup>	kgST·m <sup>-3</sup>	gSV·m <sup>-2</sup>	kgSV·m <sup>-3</sup>
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	4.6±0.4	4.9±0.4	2.7±0.2	2.9±0.2
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	5.2±0.9	5.5±0.9	3.4±0.7	3.7±0.7
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	9.3±1.7	10.0±1.8	6.4±1.4	6.8±1.5
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	11.5±1.6	12.4±1.8	8.2±1.6	8.8±1.7

En la Tabla 4.43 se presentan los resultados de la cuantificación de la biomasa en la zona aerobia del reactor R3 durante los diferentes períodos experimentales. En este caso sí fue posible tomar las muestras necesarias de la zona anóxica por lo cual ésta también se pudo cuantificar. En la Tabla 4.43 se observa una similitud entre los promedios de la cantidad de la biomasa en la zona aerobia durante las primeras dos fases experimentales y un ligero incremento durante las siguientes dos, comportamiento muy similar al observado en los reactores R1 y R2. Tampoco se observa una diferencia estadísticamente significativa entre los valores promedio de la cantidad de biomasa calculados en R3 y en el resto de los reactores. Las cantidades específicas de biomasa determinadas para los tres reactores en este estudio son en un 38% menores comparados con los reportados en trabajos previos con el reactor BIOSTAR en los cuales se obtuvieron valores de 12 y 13 gSV·m<sup>-2</sup> aplicando cargas orgánicas de 13 y 18 g COD·m<sup>-2</sup>·d<sup>-1</sup> respectivamente (Mijaylova y Moeller, 2010).

Tabla 4.43 Promedios de la cantidad de biomasa en la zona aerobia del reactor R3.

Días	Período	Cantidad de biomasa			
		gST·m <sup>-2</sup>	kgST·m <sup>-3</sup>	gSV·m <sup>-2</sup>	kgSV·m <sup>-3</sup>
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	7.3±5.4	7.8±5.8	4.4±2.9	4.7±3.1
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	5.6±1.9	6.0±2.0	3.9±1.6	4.2±1.7
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	8.8±1.8	9.5±1.9	6.1±1.1	6.5±1.1
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	11.3±1.3	12.1±1.4	7.9±1.3	8.4±1.4

En la Tabla 4.44 se presentan los resultados de la cuantificación de la biomasa en la zona anóxica del reactor R3 durante los diferentes períodos experimentales. Se observa que comparada con la cantidad específica de la biomasa en la zona aerobia la cantidad de la biomasa en la zona anóxica es cinco veces menor. La cantidad de la biomasa en esta zona se mantenía similar durante las diferentes fases experimentales.

**Tabla 4.44 Promedios de la cantidad de biomasa en la zona anóxica del reactor R3.**

Días	Período	Cantidad de biomasa			
		gST·m <sup>-2</sup>	kgST·m <sup>-3</sup>	gSV·m <sup>-2</sup>	kgSV·m <sup>-3</sup>
1-38	Operación con Q=0.5 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	3.1±0.8	3.3±0.9	2.0±0.6	2.2±0.7
43-66	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> sin recirculación	2.1±1.8	2.3±1.9	1.4±1.5	1.5±1.6
71-115	Operación con Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación	3.1±2.0	3.4±2.2	2.1±1.4	2.2±1.5
130-236	Evaluación (Q=0.25 L s <sup>-1</sup> con recirculación)	2.2±2.0	2.4±2.1	1.5±1.5	1.7±1.6

#### 4.4.2 Cuantificación de bacterias oxidantes de amonio, bacterias oxidantes de nitritos y bacterias desnitrificantes

En la Tabla 4.45 se presentan los resultados de la cuantificación de las bacterias nitrificantes en los tres reactores durante los cuatro periodos de operación y en la Tabla 4.46 los resultados de la cuantificación de las bacterias desnitrificantes en la zona anóxica del reactor R3. Como se puede observar, la cantidad de bacterias nitrificantes y desnitrificantes en los tres reactores fue muy pequeña durante el primer período experimental, lo cual se ve reflejado en el bajo porcentaje de remoción de nitrógeno amoniacal y en la ausencia de nitritos y nitratos en los efluentes de los reactores.

**Tabla 4.45. Resultados de la cuantificación de bacterias nitrificantes**

Días	Reactor R1		Reactor R2		Reactor R3	
	BOA	BON	BOA	BON	BOA	BON
1-38	99±115	108±102	99±115	136±62	99±115	238±223
43-66	180	180	180	180	180	180
71-115	197±38	447±493	153±38	193±23	184±114	853±1166
130-236	1613± 1370	3267± 1379	3630± 3291	2371± 2376	3023± 3763	2257± 1256

Nota: BOA y BON se presentan como NMP·100mL<sup>-1</sup>

**Tabla 4.46. Resultados de la cuantificación de bacterias desnitrificantes en la zona anóxica del reactor R3**

Días	Período	Bacterias desnitrificantes, NMP·100mL <sup>-1</sup>
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	126±22
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	1600
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	712±558
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	5783±3376

Durante el segundo y el tercer periodo la cantidad de bacterias se incrementó un poco, pero aun así no fue suficiente para que los procesos de nitrificación y desnitrificación se consideraran ya desarrollados. De igual manera que para el primer periodo, estos resultados se confirman con las remociones relativamente bajas de  $\text{N-NH}_4$ , de NTK y de NT, y con las concentraciones bajas de nitritos y nitratos en los efluentes.

Durante el período de evaluación, días 130-236, se determinaron cantidades relativamente altas de las bacterias nitrificantes y desnitrificantes, lo cual es congruente con los resultados de remoción de NT ya reportados. Cabe mencionar que la desviación estándar de los resultados es muy alta y no se puede observar una diferencia estadísticamente significativa entre las densidades de las bacterias en los tres reactores. Para aumentar la precisión se necesitaría aumentar significativamente la cantidad de determinaciones y el número de muestras tomadas en diferentes profundidades del lecho.

#### **4.4.3 Espesor de la biopelícula a través del microscopio Olympus BX60**

En la Tabla 4.47 se presentan los resultados de las mediciones del espesor de la biopelícula durante los cuatro periodos de operación de los tres reactores. Se puede observar que el espesor de la biopelícula en los tres reactores durante el primero y el segundo periodo de operación fue entre 0.09 y 0.15 mm. Durante el primer período el mayor espesor se determinó en el reactor R3 y el menor en R 2, en el segundo período el espesor en R1 y R3 fueron similares y el espesor en R2 fue ligeramente menor. En los siguientes dos períodos los espesores aumentaron en los tres reactores y el espesor determinado en R2 fue el mayor. Los espesores de las biopelículas obtenidas durante los primeros dos períodos experimentales fueron similares a los reportados en trabajos previos con el BIOSTAR, en los cuales se obtuvieron espesores de 0.099 a 0.139 mm (Mijaylova y Moeller, 2010). Durante el tercer y cuarto período de operación se determinaron espesores 70% mayores a los reportados previamente. El incremento de los espesores observado a través del tiempo es congruente con el aumento de la cantidad específica de la biomasa determinada en los reactores. Los valores del espesor de la biopelícula es similar al reportado por Lee *et al.*, 2012.

En la Tabla 4.47 se observa también que el espesor de biopelícula en la zona anóxica del reactor es 1.5-3 veces menor comparada con el espesor de la biopelícula en la zona anóxica. Igual, fue menor la cantidad específica de la biomasa en esta zona.

**Tabla 4.47. Resultados de la medición del espesor de la biopelícula en los tres reactores.**

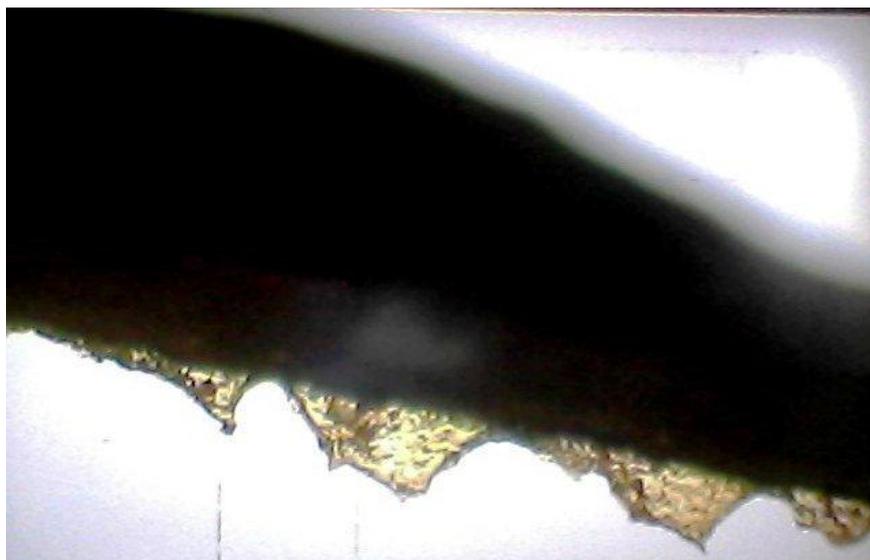
Días	Período	Espesor, mm			
		R1 Aerobia	R2 Aerobia	R3 Aerobia	R3 Anóxica
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$0.11 \pm 0.05$	$0.09 \pm 0.00$	$0.15 \pm 0.09$	$0.10 \pm 0.00$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	0.15	0.12	0.14	0.13
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	0.14	0.17	0.17	0.09
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$0.19 \pm 0.01$	$0.24 \pm 0.08$	$0.21 \pm 0.03$	$0.07 \pm 0.02$

En las Figuras 4.69 a la 4.79 se presentan fotografías del soporte y de la biopelícula formada en los 3 reactores durante los 230 días de operación. En la Figura 4.69 se presenta una fotografía del soporte sin tener biopelícula, por lo que podemos hacer la comparación de esta imagen con el resto en las que ya se presenta un crecimiento de microorganismos sobre la superficie.



**Figura 4.69. Fotografía del empaque sintético observada a través del microscopio con un lente de 10X.**

En la Figura 4.70 se puede apreciar como después de 7 días ya se han adherido microorganismos al soporte sintético en un solo lado del soporte de la biopelícula y que el espesor de la biopelícula es todavía pequeño. La fotografía corresponde a muestra tomada del reactor R1.



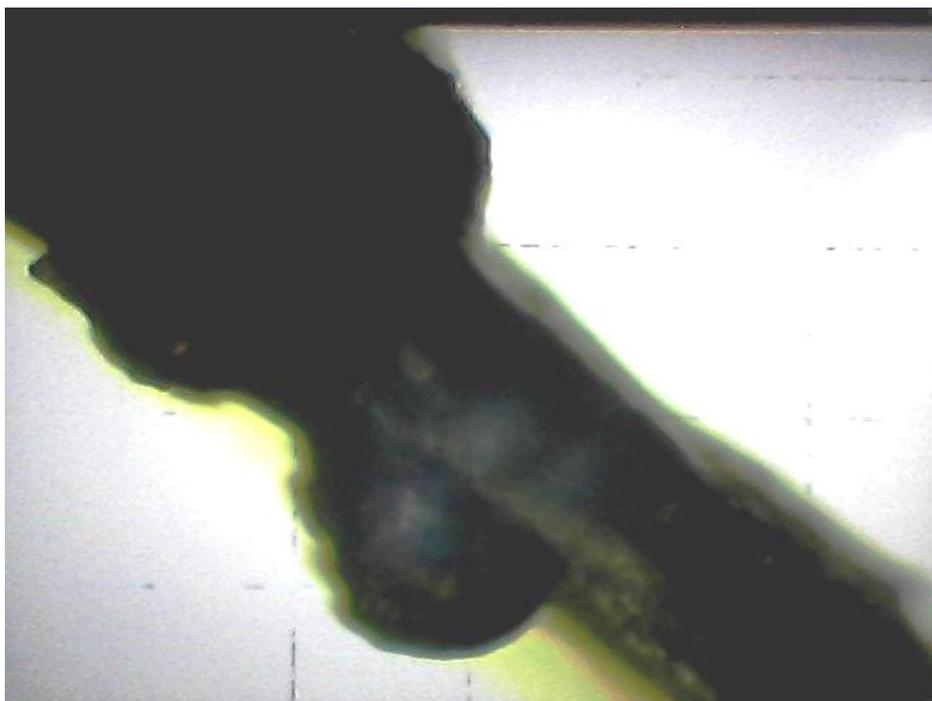
**Figura 4.70. Fotografía del empaque sintético del reactor R1 a los 7 días de haber iniciado la operación de los reactores.**

En la Figura 4.71 se observa como después de 20 días de operación la biopelícula del reactor R2 ha crecido sobre ambas superficies del empaque y el espesor de la biopelícula en algunas partes ya es mayor.



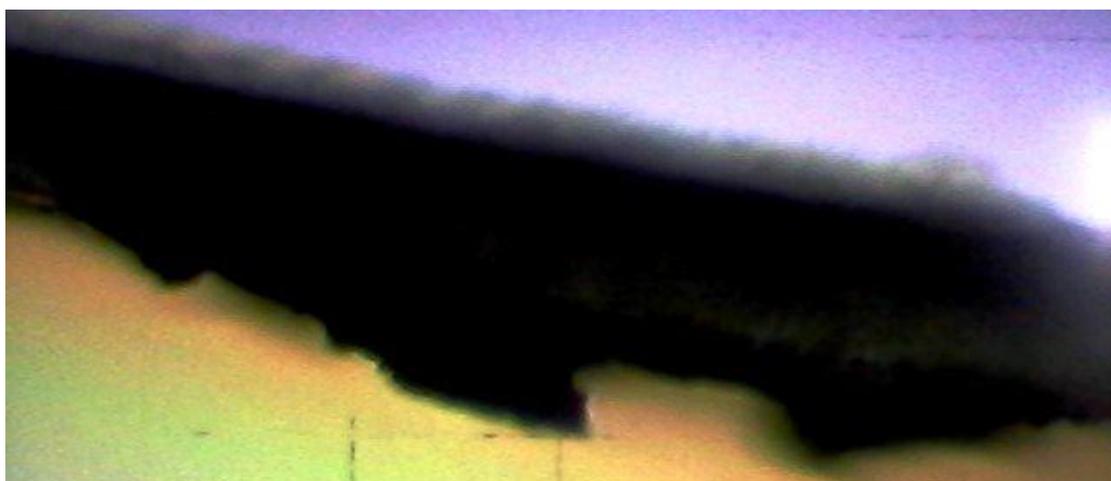
**Figura 4.71. Fotografía del empaque sintético correspondiente al R2 a los 20 días de operación.**

En la Figura 4.72 se presenta la fotografía del soporte sintético del reactor R3 después de 45 días de operación y se puede observar que el espesor de la biopelícula ha crecido considerablemente en comparación con las Figuras 4.70 y 4.71.



**Figura 4.72. Fotografía del empaque sintético del reactor R3 a los 45 días de operación.**

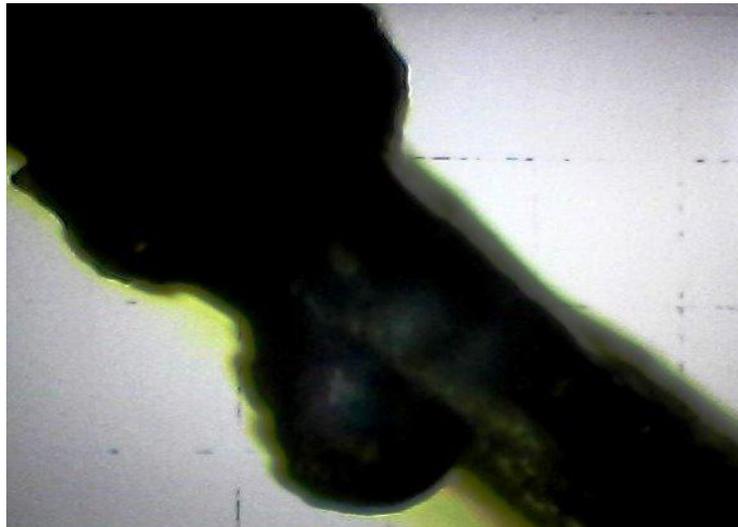
Las Figura 4.73, 4.74 y 4.75 corresponde a fotografías tomadas durante el segundo y tercer periodo de operación del día 43 al día 115. En la Figura 4.73 se puede observar como la biopelícula ha crecido sobre las dos áreas del soporte y que el espesor es mayor al observado en la Figura 4.70 que corresponde al reactor R1 durante el primer periodo de operación.



**Figura 4.73. Fotografía del empaque sintético del reactor R1 a los 67 días de operación.**

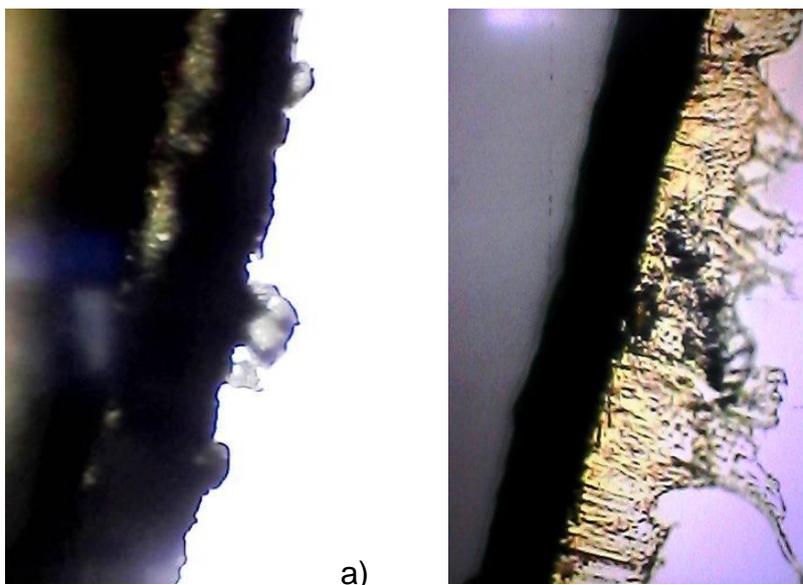
La siguiente Figura 4.74 corresponde al soporte del reactor R2 de la zona aerobia y se observa una biopelícula densa formada sobre ambas superficies del empaque y que esta biopelícula no es homogénea sobre toda la superficie. Es importante mencionar que la zona anóxica de este reactor estaba en la parte inferior de la zona

aerobia lo cual hacía difícil tomar muestras de esta parte y únicamente se tomó muestra del empaque de la zona aerobia.



**Figura 4.74. Fotografía del empaque sintético del reactor R2 a los 67 días de operación.**

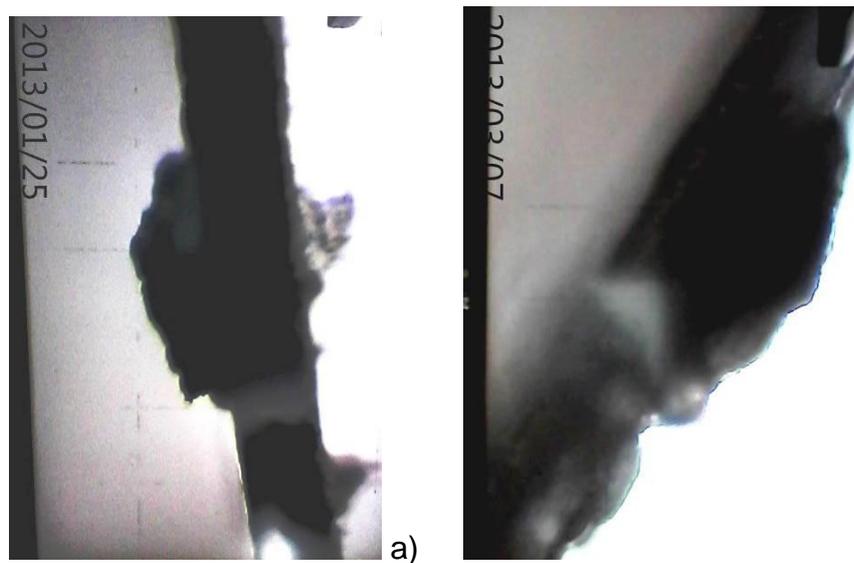
En la Figura 4.75 a y b se presentan las imágenes de la biopelícula formada en la zona aerobia (a) y otra de la zona anóxica (b) que corresponden al reactor R3. En las fotografías de cada zona se presentan diferencias. Mientras que la biopelícula aerobia es densa y se desarrolla por ambos lados del empaque, la biopelícula que se formó en la zona anóxica es delgada y este comportamiento empezó cuando la carga orgánica superficial se redujo prácticamente a la mitad.



**Figura 4.75 a). Fotografías del empaque sintético del reactor R3 de la zona aerobia y b) de la zona anóxica a los 67 días de operación.**

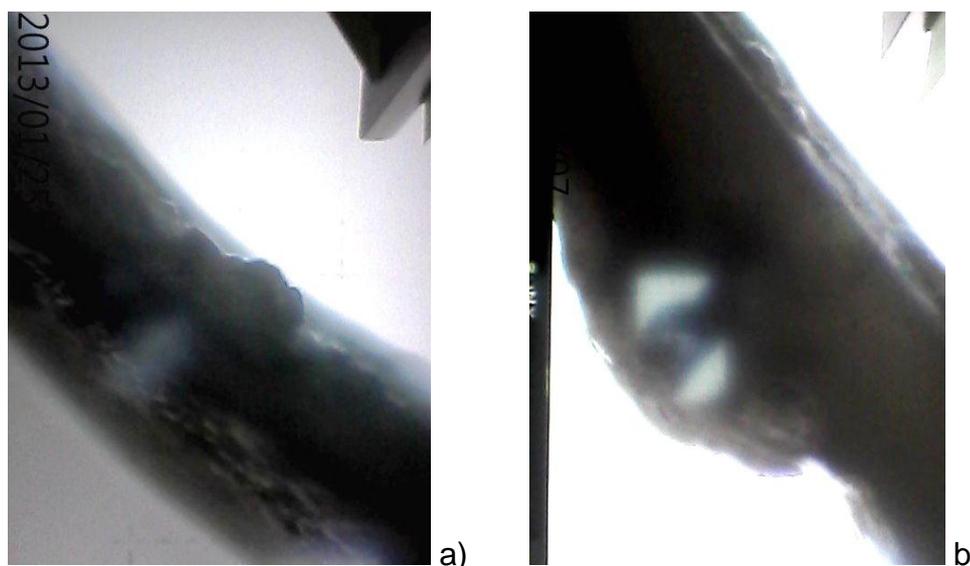
Durante el periodo de evaluación los procesos de remoción de materia orgánica, nitrificación y desnitrificación ya se habían logrado desarrollar y estabilizar en los tres reactores. En las Figuras 4.76, 4.77, 4.78 y 4.79 se presentan las fotografías de la biopelícula de los tres reactores tomadas para este periodo.

En las Figuras 4.76 a) y b) se observa como el espesor de la biopelícula formada en el reactor R1 se fue incrementando conforme el proceso de nitrificación fue desarrollándose y estabilizándose. La Figura 4.76 a) corresponde a los primeros días del periodo de evaluación y la Figura 4.76 b) a los últimos días de evaluación. Durante el proceso de evaluación se desarrolló una biopelícula densa lo cual favorece que al interior de la biopelícula se lleve a cabo el proceso de desnitrificación y en la superficie el proceso de nitrificación.



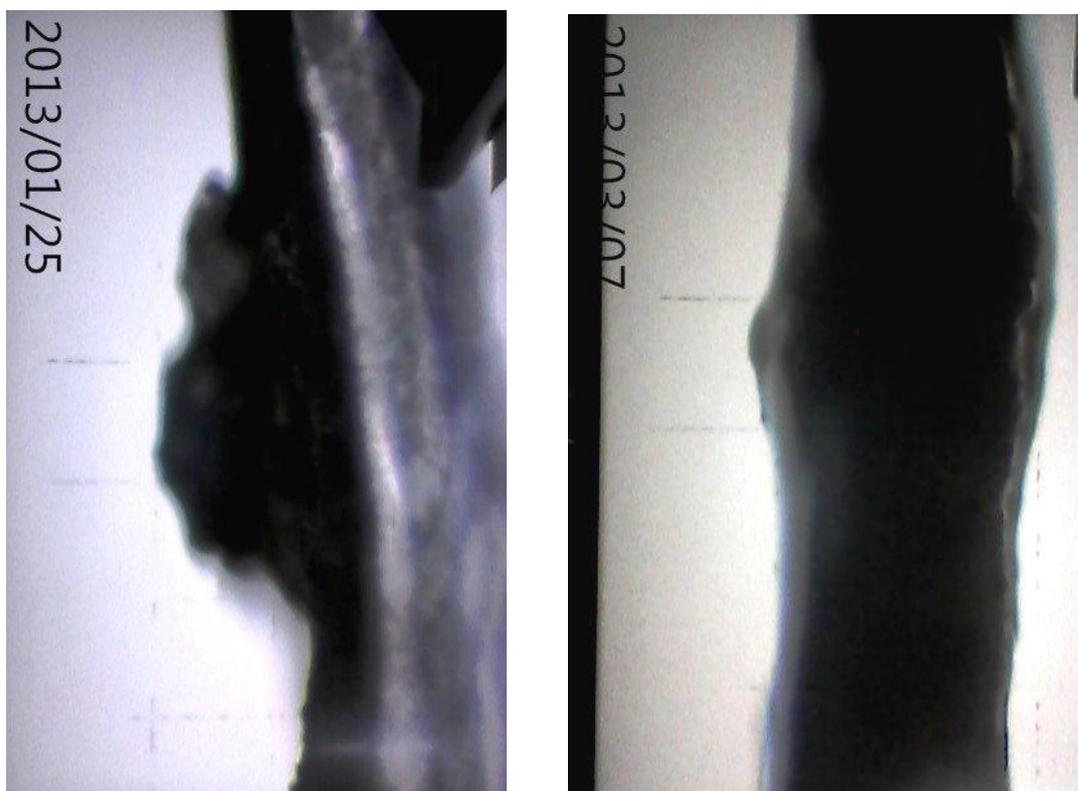
**Figura 4.76 a) biopelícula medida durante los primeros días del periodo de evaluación y b) biopelícula medida durante los últimos días de evaluación del reactor R1.**

Las Figuras 4.77 a) corresponde a la zona aerobia en los primeros días del periodo de evaluación y 4.77 b) corresponden a los últimos días del periodo de evaluación del reactor R2. En las que podemos observar como los microorganismos se fueron adhiriendo y desarrollando una biopelícula más densa, lo cual como mencionamos anteriormente favorece el proceso de desnitrificación al interior de la biopelícula. Sin embargo, el tener una biopelícula densa también genera que una mayor cantidad de biopelícula se vaya desprendiendo y esto pudo estar contribuyendo al atascamiento de la zona anóxica del reactor R2.



**Figura 4.77 a) Fotografía del empaque sintético del reactor R2 de la zona aerobia y b) de la zona anóxica, durante el periodo de evaluación.**

En la Figura 4.78 a) y 4.78 b) se presentan las fotografías de la biopelícula del reactor R3 correspondientes a la zona aerobia durante los primeros y los últimos días de la etapa de evaluación. En las que igual que en los reactores R1 y R2 se



**Figura 4.78. Fotografías del empaque sintético del reactor R3 de la zona aerobia durante el tercer periodo de operación.**

En la Figura 4.79 se presentan las fotografías de la biopelícula formada en la zona anóxica del reactor R3, como se puede observar la biopelícula formada no tiene un espesor tan grande como el de las biopelículas de la zona aerobia en los tres reactores. En la zona anóxica se formó una biopelícula delgada y homogénea sobre toda la superficie del empaque sintético.



**Figura 4.79. Fotografías del empaque sintético del reactor R3 de la zona anóxica durante el tercer periodo de operación.**

#### 4.4.4 Tiempo de retención de sólidos

El tiempo de retención de sólidos (TRS) se calculó con base en la siguiente Ecuación 4.1:

$$\theta_c = \frac{V X_{Biomasa}}{Q_{lr} X_{lr} + Q_{entrada} X_{efluente}} \quad \text{Ecuación 4.1}$$

En donde:

- V = volumen del reactor
- $X_{biomasa}$  = SSV de la biomasa
- $Q_{lr}$  = Caudal de la purga de lodos
- $X_{lr}$  = SSV del lodo residual
- $Q_{entrada}$  = Caudal de alimentación
- $X_{efluente}$  = SSV del efluente

En la Tabla 4.48 se presentan los valores del TRS determinados para los cuatro períodos experimentales. Se puede observar que durante el primer período el TRS fue muy bajo en los tres reactores, después de reducir el caudal de operación se redujo también la carga orgánica, el TRS aumentó ligeramente pero permanecía bajo para que se pudiera desarrollar el proceso de nitrificación y por consecuencia el de desnitrificación. Este valor tan pequeño se puede atribuir a la alta carga orgánica superficial con la que se operó durante este primer periodo y a que la biopelícula apenas se estaba desarrollando.

Tabla 4.48. Resultados promedio del tiempo de retención de sólidos.

Días	Período	TRS, d		
		R1	R2	R3
1-38	Operación con $Q=0.5 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$2.2 \pm 3.4$	$0.6 \pm 0.1$	$1.6 \pm 1.8$
43-66	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ sin recirculación	$3.6 \pm 1.2$	$2.6 \pm 2.3$	$3.5 \pm 1.9$
71-115	Operación con $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación	$14.8 \pm 11.1$	$11.6 \pm 6.9$	$11.4 \pm 4.5$
130-236	Evaluación ( $Q=0.25 \text{ L s}^{-1}$ con recirculación)	$17.1 \pm 0.5$	$16.3 \pm 4.5$	$17.8 \pm 4.5$

Los valores del TRS determinados para el tercer período experimental fueron mayores de 10 días. En este período y después de casi tres meses de operación es cuando se observaron nitratos y nitritos en el efluente de las zonas aerobias.

Los TRS correspondientes al período de evaluación fueron alrededor de 17 días, muy similares en los tres reactores. En esta etapa en la que el TRS aumentó considerablemente se observaron claramente los procesos de nitrificación y de desnitrificación.

## CAPÍTULO 5 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Los reactores R3 y R2 lograron un mayor porcentaje de remoción de nitrógeno en comparación con el reactor R1, operando bajo las mismas condiciones. Esto demuestra que al adicionar una zona anóxica al reactor convencional será posible alcanzar mayores porcentajes de remoción de nitrógeno.

Se lograron remociones promedio de NT del 82, 73 y del 64% y del 88, 77 y 71 % de  $N-NH_4^+$  para el reactor R3, R2 y R1, respectivamente durante el periodo de evaluación del día 130 al 236. Las concentraciones promedio en el efluente para este mismo periodo de NT fueron de 17.3, 12.7 y 8.4  $mg \cdot L^{-1}$  y para  $N-NH_4^+$  de 3.8, 7.0 y 9.0  $mg \cdot L^{-1}$  para el reactor R3, R2 y R1, respectivamente.

En cuanto a la remoción de materia orgánica el reactor R3 fue el que alcanzó una mejor remoción de materia orgánica en comparación con el reactor R2 y R1. Las remociones promedio de materia orgánica medida como DQO y  $DBO_5$  obtenidas fueron del 87.54, 86 y 83 % y del 94, 92 y 90% para los reactores R3, R2 y R1. Las concentraciones promedio en el efluente para DQO fueron de 62, 70 y 81  $mg \cdot L^{-1}$  y de 18 ,24 y 28  $mg \cdot L^{-1}$  de  $DBO_5$  para los reactores R3, R2 y R1 respectivamente.

El reactor R3 fue el que tuvo el mejor desempeño en comparación con el reactor R2 y R1, teniendo los mejores porcentajes de remoción y las concentraciones más bajas en el efluente en todos parámetros evaluados.

Sobre la caracterización de la biomasa, los tres reactores presentaron características similares. Una vez estabilizados los reactores, en la zona aerobia biopelícula era densa sobre ambas superficies del soporte sintético con una concentración entre 7.8-8.2  $gSV \cdot m^{-2}$ , un espesor entre 0.19-0.24 mm. En la zona anóxica se desarrolló una biopelícula delgada y homogénea con una concentración de 1.5  $gSV \cdot m^{-2}$  y un espesor de  $0.07 \pm 0.02$  mm.

La concentración de bacterias nitrificantes y desnitrificantes en la biopelícula de la zona aerobia y anóxica de cada reactor se fue incrementado conforme el proceso de nitrificación y desnitrificación se fue desarrollando, alcanzando la concentración máxima durante el periodo de evaluación.

El tiempo de residencia de sólidos al inicio de la operación de los reactores fue muy baja en comparación el tiempo de retención de solidos necesario para que se lleve a cabo el proceso de nitrificación y por ende el de desnitrificación. El tiempo aumentó una vez que la COS se redujo a la mitad y durante el proceso de evaluación se alcanzó un TRS de  $17.1 \pm 0.5$ ,  $16.3 \pm 4.5$  y  $17.8 \pm 4.5$  d para el reactor R1, R2 y R3 respectivamente.

## 5.1 Recomendaciones

La estabilización de los reactores fue de aproximadamente 100 días, esto a consecuencia de que se inició la operación de los reactores manejando una COS promedio alta de  $27.5 \text{ g}\cdot\text{m}^2\cdot\text{d}^{-1}$  en R1 y R3, y de 35.5 en R2, por lo que se recomienda iniciar el arranque de estos reactores manejando COS bajas.

De acuerdo a los resultados obtenidos y a la problemática que se presentó durante los 236 días de operación, se sugiere colocar un sistema de rejillas para la retención de sólidos antes de que el agua residual cruda llegue y se bombee hacia los reactores, ya que la gran cantidad de sólidos que llegaban al reactor provocaba el taponamiento de las líneas de alimentación y un atascamiento de sólidos en la zona aerobia del reactor, lo cual no permite el correcto funcionamiento de los reactores.

Para el reactor R2 se tuvieron problemas de colmatación del empaque en la zona anóxica que provocaba constantemente desprendimientos de la biomasa y generaba un aumento de la concentración de materia orgánica y de nutrientes en el efluente. Por lo que se sugiere hacer algunos cambios al diseño para solucionar este problema.

---

**CAPÍTULO 6 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

- Abarca A. (2011). Biopelículas en *Agrobacterium* spp. Tesis doctoral, Universidad Politécnica de Valencia, pp. 262.
- Bakke R y Reprints (1986). Biofilm thickness measurements by light microscopy. *Journal of Microbiological Methods*. Vol 5, No. 2, pp. 93-98.
- Becker A. y Pühler A. (1998). Production of Exopolysaccharides. The Rhizobiaceae. *Molecular biology of model plant-associated bacteria*. H. P. Spaint A., Kondoros y P. J. J. Hooykaas, (eds), Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, pp 97-118.
- Boltz, J. P., Morgenroth, E., Brockmann D., Bott C., Gellner, W. J. y Vanrolleghem, P. A. (2011). Systematic evaluation of biofilm models for engineering practice: components and critical assumptions. *Water Science and Technology*, Vol.64, No.4, pp.930-944.
- Britton L.J. y Greeson P.E. (1987). Denitrifying and nitrate-reducing bacteria (most-probable-number, MPN, method), (B-0430-85), Parameter and Code: Denitrifying bacteria (MPN): 31856. *Techniques of Water-Resources Investigations of the United States Geological Survey*, pp. 67-72.
- Cervantes C.F., Pérez J. y Gómez J. (2000) Avances en la eliminación biológica en el nitrógeno de las aguas residuales. *Revista latinoamericana de microbiología*, Vol. 47, pp. 73-82.
- Chang Y.J. y Tseng S.K. (1999). A novel double membrane system for simultaneous nitrification and denitrification in a single tank. *Journal The Society Applied Microbiology*, Vol. 28, pp 453-456.
- Chernicharo C.A.L. y Gonçalves R.F (2007). *Trickling filters, Activated Sludge and Aerobic Biofilm Reactors*, Editado por Von S.M. IWA publishing, London, UK. pp. 271-286.
- Clifford W. Randall, James L. Barnard y H. David Stensel (1992). *Design and retrofit of wastewater treatment plants for biological nutrient removal*. *Water Quality Management Library Vol. 5*, Technomic Publishing, USA, pp 417.
- Consterton J. W., Lewandowski Z., Cladwell D.E., Korber D.R. y Lappin-scott H.M. (1995). Microbial biofilms. *Annual Review of Microbiology*, Vol. 49, pp. 711-745
- Correa M.A. y Sierra J.H. (2004). Remoción integrada de materia orgánica, fósforo y nitrógeno en un sistema de filtros (biofiltros) en serie anaerobio/anóxico/aerobio en condiciones dinámicas. *Revista Facultad de Ingeniería Universidad de Antioquia*. No. 31, pp 5-22.
- Díaz B. E., Amora L. E. y Garrido H. S. (2006). Cuantificación de las poblaciones bacterianas nitrificantes y desnitrificantes presentes en un biorreactor de tipo UASB, pp. 1-10.

Dunne, W. (2002). Bacterial adhesión: Seen Any Good Biofilms Lately?. *Clinical Microbiology Reviews*, American Society for Microbiology. Vol. 15, No. 2, pp. 155-166.

[http://www.uaemex.mx/Red\\_Ambientales/docs/memorias/Extenso/TA/EO/TAO-13.pdf](http://www.uaemex.mx/Red_Ambientales/docs/memorias/Extenso/TA/EO/TAO-13.pdf)

Eguia E. (1991). Desarrollo de la biopelícula en medio soporte permeable. Tesis doctoral, Universidad de Cantabria, Santander. Págs. 234.

EPA (1993). Manual Nitrogen Control EPA/625/R-93/010, pp. 1-326.

Gaitán T. E. (2006). Cuantificación de bacterias nitrificantes, desnitrificantes, fijadoras de nitrógeno heterótrofas de humedales artificiales sub-superficiales para el tratamiento de agua residual. Tesis de licenciatura. Universidad de Panplona. pp. 1-42.

Gálvez J.M., Gómez M.A., Hontoria E. y González L.J. (2003). Influence of hydraulic loading and air flowrate on urban wastewater nitrogen removal with a submerged fixed-film reactor. *Journal of Hazardous Materials B101*, ELSEVIER, pp 219-229.

Gálvez, J. M. Tesis doctoral: Eliminación de la Materia Orgánica y del Nitrógeno en el Agua Residual Urbana Mediante Lechos Inundados. Universidad de Granada. Instituto del Agua. Dpto. de Ingeniería Civil – Dpto. de Microbiología. Granada, España 2001.

Gonçalves R.F y Chernicharo C.A.L. (2007). Trickling filters. En *Activated Sludge and Aerobic Biofilm Reactors*, Editadopor Von S.V. IWA publishing, London, UK. p. 271-286.

Gonzales B. M. y López I. F. (2008). Comportamiento de un reactor de biopelícula para tratamiento de agua residual a diferentes velocidades de flujo. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*. Vol. 7, No. 3, pp 183-193.

Gray, N. (2004). *Biology of Wastewater Treatment (Segunda ed.)*. London: Imperial Collage Press. Págs. 1439.

Guía de biología, 2000. Imágenes del nitrógeno. <http://biologia.laguia2000.com/wp-content/uploads/2011/01/CICLO-DEL-NITR%c3%93GENO.gif>

Gutiérrez M.T y Mijaylova N.P. (2010). Tratamiento biológico avanzado de aguas residuales utilizando un reactor con cintas de polietileno. *AIDIS*. Vol. 3, No. 1, pp 145-154.

Gutiérrez T. (2009). Tratamiento biológico avanzado de aguas residuales utilizando reactores con cinta de polietileno. Tesis de maestría, UNAM, pp. 1-66.

Hsieh Y.L., Tseng S.K. Chang Y.J. (2003). Nitrogen removal from wastewater using double biofilm reactor with a continuous-flow method. *Bioresource Technology* ELSEVIER, Vol. 88, pp. 107-113.

- Lasa I., Del Pozo J. L., Penadés J. R. y Leiva J. (2005). Biofilms bacterianos e infección. *Anales del Sistema Sanitario de Navarra*. Vol. 28, No. 4, pp 163-175.
- Lasa U.I. (2004). Biofilms Bacterianos. *Revista Actualidad SEM*, Instituto de Agrobiotecnología y Recursos Naturales y Departamento de Producción Agraria. pp. 37:14-37:18.
- Lee C.K., Haiyang Z., Thi T.H.N. y Say L.O. (2012). Performance of an Ultra-compact Biofilm Reactor Treating Domestic and Synthetic Wastewaters. *Water Science and Technology*. Vol. 65, No. 3, pp. 484-489.
- Lessard P y Bihan (2003). Fixed Film Processes. En *Handbook of Water and Wastewater Microbiology*, Editores Duncan M y Nigel H. Academic Press, USA y UK, pp. 317-336.
- Li J., Yang F. Ohandja D. y Wong F. (2010). Integration of nitrification and desnitrification by combining anoxic and aerobic conditions in a membrane bioreactor. *Water Science and Technology*, Vol.62, No.11, pp 2590-2599.
- Mackenzie L., D. (2010). *Water and Wastewater Engineering Design Principles and Practice*. Michigan, US: MacGrawHill. Págs. 1301.
- Manahan, S. E. (2000). *Environmental Chemistry* (Septima ed.). Estados Unidos: Lewis Publishers. Págs. 877.
- Melo L. F. (2003). Biofilm formation and its role fixed film processes. En *Handbook of Water and Wastewater Microbiology*, Editores Duncan M y Nigel H. Academic Press, USA y UK, pp. 337-350.
- Metcalf y Eddy. (2003). *Wastewater Engineering Treatment and Reuse*, Cuarta edición, McGraw Hill, USA, págs 1878.
- Mijaylova N.P. y Moeller C.G. (2010). Wastewater treatment using a novel bioreactor with submerged packing bed of polyethylene tape. *Water Science and Technology*. Vol. 6, No. 2 pp 481-489.
- Morris C. E. y Monier J.M (2003). The ecological significance of biofilm formation by plant-associated bacteria. *Annual Review of Phytopathology*. No. 41, pp 236-241.
- Ouyang C.F., Chiou R.J. y Lin C.T. (2000). The characteristics of nitrogen removal by the biofilter system. *Water Science and Technology*, Vol. 42, No. 12, pp 137-147.
- Palmer R.J., Jr. y CD. (1997). Developmental biology of biofilms, implications for treatment and control. *Trends in microbiology*, Vol. 5, No. 11, pp. 435-439
- Park D. y Chang W. (2000). Simultaneous removal of nitrogen and phosphorus in a two biofilter system. *Water Science and Technology*, Vol. 41, No. 12, pp. 101-106.
- Peng Y. y Zhu G. (2006). Biological nitrogen removal with nitrification and denitrification via nitrite pathway. *Applied Microbiology and Biotechnology*. No. 73, pp 15-26.

- Prakash B., Veeregowda B. M. y Krishnappa G. (2003). Biofilms: A survival strategy of bacteria. *Currentscience*, Vol. 85, No. 9, 10. pp. 1299-1307.
- Ramalho R.S. (1998). Tratamiento de aguas residuales. Editorial Reverté, S. A., México, 646 p.
- Randal, C.W., Barnard, J.L. y Stensel, H.D. (1992). Design and retrofit of wastewater treatment plants of biological nutrient removal. Technomic Publishing Inc., USA, págs 420.
- Stockwell V.O., Moore L.W. y Loper J.E. (1993). Fate de *Agrobacterium radiobacter* k84 in the Environment. *Applied and Environmental Microbiology*, American Society for Microbiology. Vol. 59, No. 7, pp 2112-2120.
- Standard Methods for the Examination of Water & Wastewater, 20<sup>th</sup> edición. 2001. New York; American Public Health Association, Inc.
- U.S EPA (Environmental Protection Agency), (1993). Manual Nitrogen Control EPA/625/R-93/010. págs. 326
- US, EPA. (Environmental Protection Agency), (2010). Nutrient Control Design Manual, EPA/600/R-10/100. Cincinnati, Ohio, US: Office of Research and Development, National Risk Management Research Laboratory - Water Supply and Water Resources Division. Págs. 399.
- US, EPA. (Environmental Protection Agency), (2002). Onsite Wastewater Treatment, EPA/625/R-00/008. Office of Water Office of Research and Development U.S. Environmental Protection Agency.
- Vargas A. (2004). Factores que favorecen el desarrollo y crecimiento de biopelículas en los sistemas de distribución de agua potable. Tesis de Posgrado, Universidad de los Andes, Bogota, Pág. 1-79.
- Von Gylswyk N. O. (1961). Percentage Estimation of Denitrifying Bacteria. *Journal of Biochemical and Microbiological Technology and Engineering*. Vol. 3, No. 1, pp. 115-117.
- Von S.M. (2007). Activated Sludge and Aerobic Biofilm Reactors, IWA publishing, London, UK. p. 121-158.
- Von S.M., & Augusto de Lemos C.C. (2005). Biological Wastewater Treatment in Warm Climate Regions (Vol. 1). London, UK: IWA Publishing. Págs. 1409.
- Waleed, M. K. Zaid (1993). Tesis doctoral: Physical Properties of Rotating Biological Contactor Biofilms. Copyright by Waleed M. K. Zahid, 1993.
- Walker J.T., Mackerness C.W., Rogers J y Keevil C. W. (1995). Heterogeneous mosaic-a haven for waterborne pathogens. En *Microbial Biofilms*, editado por Lappin-Scott H.M. y Costerton J.W. Cambridge University Press, Cambridge, UK. pp 196-204.

Wimpenny J.W.T y Colasanti T. (1997). A unifying hypothesis for the structure of microbial biofilm based on cellular automaton models. *FEMS Microbiology Ecology* No. 22 pp 1-16.

Xiao H, Yang P, Peng H, Zhang Y, Deng S y Zhang X. (2010). Nitrogen removal from livestock and poultry breeding wastewaters using a novel sequencing batch biofilm reactor. *Water Science and Technology*. Vol. 62, No. 11, pp 2599-2606.

Zhang T.C y Bishop P.L., (1994). Density, porosity and pore structure of biofilms. *Water Research*, Vol. 28, No. 11, pp. 2267-2277.

## ANEXOS

### 1. Análisis de varianza

Con el objetivo de identificar claramente si existe una influencia significativa entre el diseño de cada reactor sobre las remociones alcanzadas de materia orgánica y nutrientes se realizó un análisis de varianza de un factor con los porcentajes de remoción logrados para la remoción de materia orgánica, nitrógeno amoniacal y NTK para cada reactor.

Para hacer el análisis únicamente se tomaron los datos del tercer periodo de operación que comprendió del día 130 al 230. También se consideró un nivel de significancia de 0.05.

Tomando en cuenta que los tres reactores operaron bajo las mismas condiciones y que la única condición diferente entre ellos es el diseño de los reactores, se formularon las siguientes hipótesis:

**Una hipótesis nula  $H_0$ , en la que se considera que no existe una diferencia significativa entre los resultados obtenidos de cada reactor.**

**Una hipótesis alternativa  $H_1$ , en la que se indica que si existe una diferencia significativa entre los resultados de los tres reactores.**

- Análisis para del % de remoción de DQO

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
R1	37	3098.62054	83.74650109	4.9318915		
R2	37	3183.44588	86.03907786	19.6278365		
R3	37	3238.85634	87.53665792	10.6960223		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	269.655299	2	134.8276494	11.472822	3.0337E-05	3.08038686
Dentro de los grupos	1269.20701	108	11.75191675			
Total	1538.86231	110				

De acuerdo a los resultados obtenidos para el análisis de varianza se obtuvo un valor de F de 11.472 muy superior al valor crítico para F de 3.080, además de que el valor de probabilidad es mucho más bajo que el nivel de significancia considerado, por lo que se rechaza la  $H_0$  y se acepta la  $H_1$  alternativa. Así que se acepta la afirmación de que si existe una diferencia significativa entre los porcentajes de remoción de DQO y que el diseño de los reactores si influyo en los resultados obtenidos para la remoción de materia orgánica medida como DQO.

- Análisis para del % de remoción de nitrógeno amoniacal

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
R1	37	2643.03043	71.4332549	90.4824274		
R2	37	2863.634	77.3955135	130.253299		
R3	37	3241.56938	87.6099831	86.146014		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	4952.70228	2	2476.35114	24.2081963	2.0589E-09	3.08038686
Dentro de los	11047.7427	108	102.293913			
Total	16000.4449	110				

En base a los resultados del análisis de varianza de los porcentajes de remoción del nitrógeno amoniacal, se obtuvo un valor de F de 24.208 superior al valor crítico para F de 3.080, además de que el valor de probabilidad es más bajo que el nivel de significancia considerado, por lo que se rechaza la  $H_0$  y se acepta la  $H_1$  alternativa. Por lo que se acepta la afirmación de que si existe una diferencia significativa entre los porcentajes de remoción de nitrógeno amoniacal y que el diseño de los reactores si influyó en los resultados obtenidos para la remoción de nitrógeno amoniacal.

- Análisis para del % de remoción de nitrógeno total

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
R1	37	2359.18124	63.7616552	66.4704973		
R2	37	2704.42447	73.0925533	52.695283		
R3	37	3046.54053	82.3389333	33.6851323		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	6384.67645	2	3192.33822	62.6559208	8.6357E-19	3.08038686
Dentro de los	5502.63285	108	50.9503042			
Total	11887.3093	110				

En base a los resultados del análisis de varianza de los porcentajes de remoción de NTK, se obtuvo un valor de F de 62.65 superior al valor crítico para F de 3.080, además de que el valor de probabilidad es más bajo que el nivel de significancia considerado, por lo que se rechaza la  $H_0$  y se acepta la  $H_1$  alternativa. Por lo que se acepta la afirmación de que si existe una diferencia significativa entre los porcentajes de remoción de NTK y que el diseño de los reactores si influyó en los resultados obtenidos para la remoción de NTK.

## 2 Determinación de la biomasa en el reactor

La técnica para la determinación de la cantidad de biomasa en el soporte fue con base en la determinación de sólidos volátiles como masa seca (Gutiérrez, 2009). El procedimiento para la determinación se describe a continuación.

1. Se cortaron pedazos rectangulares del soporte de cada zona del reactor, teniendo cuidado de no desprender la biomasa del soporte.
2. El soporte se colocó inmediatamente en un vaso de precipitados de 100 mL que contenía una solución de metanol al 80%. El volumen de solución debe cubrir totalmente la cinta.
3. Los vasos de precipitados con la cinta se colocaron en el sonificador durante un periodo de 40 a 60 minutos, dentro del cual ya no se observó biomasa sobre el soporte (el tiempo para desprender la biomasa puede variar, dependiendo del grosor de la biopelícula).

4. Una vez desprendida la biomasa, se determinó el área del soporte.
5. La biomasa desprendida, quedo suspendida sobre la solución de metanol.
6. La solución se filtró utilizando crisoles tipo Gooch (los cuales ya estaban a peso constante), para llevar a cabo la determinación de los pesos, considerando el método gravimétrico para la determinación de SST y SSV
7. El resultado se expresó como gramos de masa seca de SSV o SST por m<sup>2</sup> (área del soporte).

### 3. Cuantificación de bacterias oxidantes de amonio (BOA) y bacterias oxidantes de nitrito (BON)

La técnica utilizada para la cuantificación de bacterias nitrificantes se realizó de acuerdo al método 9245 del Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. La cuantificación es a través del método de tubos múltiples. El método se basa en el crecimiento selectivo de bacterias oxidantes de amonio y bacterias oxidantes de nitrito en los medios de cultivo especializados, seguido de pruebas in situ y el cálculo estadístico de la mayoría de los números de probable (NMP)

1. Preparación de los reactivos y medios de cultivo.
  - a) Ácido sulfanilico. Pesar 8 g de ácido sulfanilico y diluirlos en 1 L de ácido acético 5N (1 parte de ácido por 2.5 de agua).
  - b) N,N-dimetil-1-naftilamina. Pesar 5 g o 5 mL y llevar hasta un volumen de 1 L con una solución de ácido acético 5 N.
  - c) Difenilamina. Pesar 0.2 g de difenilamina y llevar hasta un volumen 100 mL con ácido sulfúrico concentrado. Permitir que la solución se estabilice por 12 horas.
  - d) Medio de cultivo para BOA.

MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0.04 g
(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0.5 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0.2 g
CaCl <sub>2</sub> ·2H <sub>2</sub> O	0.04 g
Quelato de fierro	0.0005 g
Rojo fenol	0.0005 g
Agua destilada	1 L

e) Medio de cultivo para BON.

KNO <sub>2</sub>	0.3 g
MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0.1875 g
KHCO <sub>3</sub>	1.5 g
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0.5 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0.5 g
NaCl	0.1875 g
CaCl <sub>2</sub> ·2H <sub>2</sub> O	0.0125 g
FeSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0.01 g
Agua destilada	1 L

f) Una vez preparado el medio vaciar a tubos de ensaye de 16x125 (9 mL) y esterilizar a 121°C durante 15 minutos.

2. Toma de la muestra y preparación de las diluciones. Tomar 1g (peso húmedo) de la biopelícula formada en el soporte y agregarlos a tubo de ensaye agitar vigorosamente durante 1 minuto, continuar con las diluciones necesarias según se requiera. Tomando 1 mL de la solución principal y pasarlo a otro tubo y así sucesivamente.
3. Inoculación de los medios de cultivo. De un tubo de una de las diluciones realizadas tomar 1 mL y transferirlos a un tubo de ensaye con medio de cultivo, realizar esto 5 veces o mínimo 3 para cada dilución (Ver figura 1). Este procedimiento se realizara para ambos medios de cultivo. Posteriormente incubar de 25 a 30 °C por un periodo de 23 a 28 días para las BOA y de 23 a 28 °C por un periodo de 23 o más días para las BON.

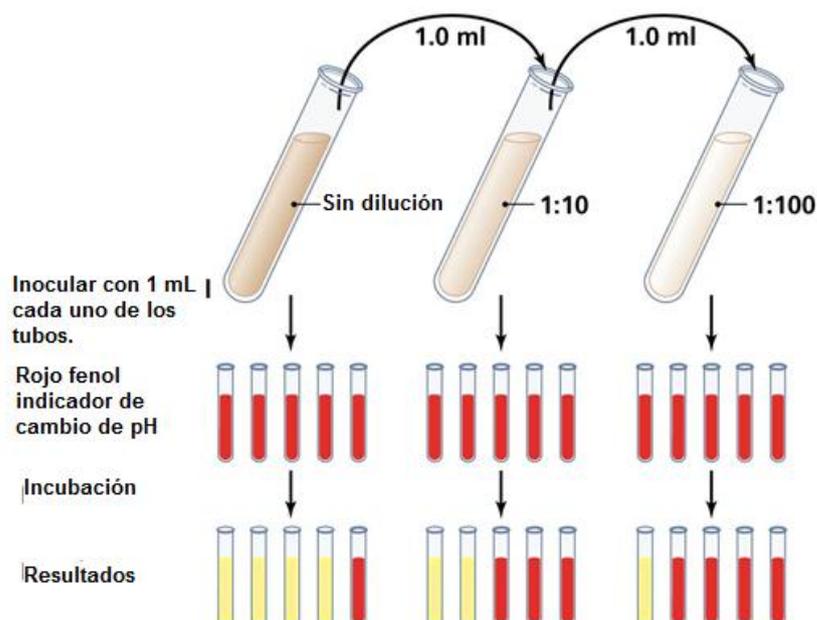


Figura 1. Técnica del NMP para bacterias nitrificantes.

#### 4. Verificación del crecimiento de BOA.

- Se observa un cambio de pH de por la coloración del medio, de color rojo cambia a amarillo.
- Para confirmar la presencia de nitritos, en un tubo de ensaye agregar una gota del tubo de prueba y adicionar una gota de ácido sulfanilico y N,N-1 dimetil-1naftilamina. Se toma como positivo si en 1 minuto se desarrolla un color rojo.
- Para una verificación adicional, en un tubo de ensaye agregar una gota del medio de cultivo del tubo de prueba y una gota de difenilamina para la producción de nitratos. Se toma como positivo los tubos con una coloración azul.
- Si los tubos incubados dan positivo solo para la prueba de nitritos se indica como positivo para la presencia de BOA y si solo da positivo para prueba de nitratos, también seda como positivo pero se indica que el proceso de nitrificación se completó.

#### 5. Verificación del crecimiento de BON.

- Para verificar la oxidación de los nitritos, se realiza la prueba para la verificación de la presencia de nitritos. En un tubo de ensaye agregar una gota del tubo de prueba y adicionar una gota de ácido sulfanilico y N,N-1 dimetil-1naftilamina. Se toma como positivo si en 1 minuto se desarrolla un color rojo.
- Para una verificación adicional, en un tubo de ensaye agregar una gota del medio de cultivo del tubo de prueba y una gota de difenilamina para la producción de nitratos. Se toma como positivo los tubos con una coloración azul.
- Si los tubos dan positivo para la prueba de nitritos y negativos para la presencia de nitratos se indica como ausencia de BOA. Si da negativo para la prueba de nitritos y positivo para la prueba de nitratos, se toma como positivo para la presencia de BON

6. Después de realizar las pruebas anteriores, determinar el número de tubo positivos para cada dilución y determinar la serie de números en la tabla de NMP del método 9221 C del Standard Methods for Examination of Water and Wastewater.

7. Reportar los resultados como  $\text{NMP} \cdot \text{mL}^{-1}$ .

#### **4. Cuantificación de bacterias desnitrificantes**

La técnica utilizada para la cuantificación de bacterias desnitrificantes se realizó de acuerdo al método B-0430-859245 del "Methods for collection and analysis of aquatic biological and microbiological samples". La cuantificación es a través del

método de tubos múltiples. El método se basa en el crecimiento selectivo de bacterias desnitrificantes en los medios de cultivo especializados, seguido de pruebas in situ y el cálculo estadístico de la mayoría de los números de probable (NMP)

1. Preparación de los reactivos y medios de cultivo.

- a) Reactivo para nitritos. Adicionar 100 mL de ácido fosfórico, 10 g de sulfanilamida en 750 mL de agua destilada agitar y calentar si es necesario para disolver los reactivos. Adicionar 0.5 g de N-1 naftiletildiamina dihidroclorada, disolver completamente y aforar 1L. Almacenar en frascos ámbar y refrigerar, l solución puede durar hasta 1 mes. Pesar 8 g de ácido sulfanílico y diluirlos en 1 L de ácido acético 5N (1 parte de ácido por 2.5 de agua).
- b) Mezcla de Zinc, cobre y dióxido de manganeso. Mezclar 1 g de metal de zinc en polvo, 1 g de dióxido de manganeso en polvo y 0.1 g de cobre en polvo.
- c) Agua de dilución. Pesar 34 g de fosfato dihidrogenado de potasio ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) en 500 mL destilada y aforar a 1 L con agua destilada, ajustar el pH con hidróxido de sodio 1N ( $\text{Na OH}$ ). Esterilizar a  $121^\circ\text{C}$  y 15 psi durante 15 minutos. Posteriormente tomar 1.25 mL de la solución y disolver en 1 L de agua destilada con una concentración de 0.1 porciento de peptona. Vaciar el agua en tubos de ensaye de 16x125 (9mL) y esterilizarlos a  $121^\circ\text{C}$  y 15 psi durante 15 minutos.
- d) Medio de cultivo para bacterias desnitrificantes. Usar caldo nutritivo y adicionar 0.1 porciento de nitrato de potasio ( $\text{KNO}_3$ ).
- e) Una vez preparado el medio vaciar a tubos de ensaye de 16x125 (9 mL) y colocar una campana durham invertido y esterilizar a  $121^\circ\text{C}$  durante 15 minutos (Ver figura 1).

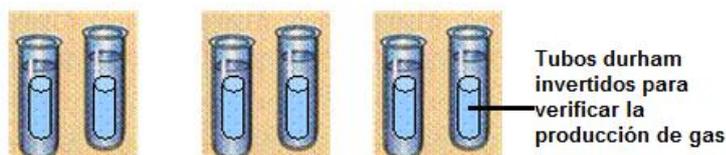


Figura 2. Tubos durham invertidos

2. Toma de la muestra y preparación de las diluciones. Tomar 1g (peso húmedo) de la biopelícula formada en el soporte y agregarlos a tubo de ensaye agitar vigorosamente durante 1 minuto, continuar con las diluciones necesarias según se requiera. Tomando 1 mL de la solución principal y pasarlo a otro tubo y así sucesivamente.

3. Inoculación de los medios de cultivo. De un tubo de una de las diluciones realizadas tomar 1 mL y transferirlos a un tubo de ensaye con medio de cultivo, realizar esto 5 veces o mínimo 3 para cada dilución (Ver figura 2). Posteriormente incubar a  $28 \pm 1$  °C por 14 días.

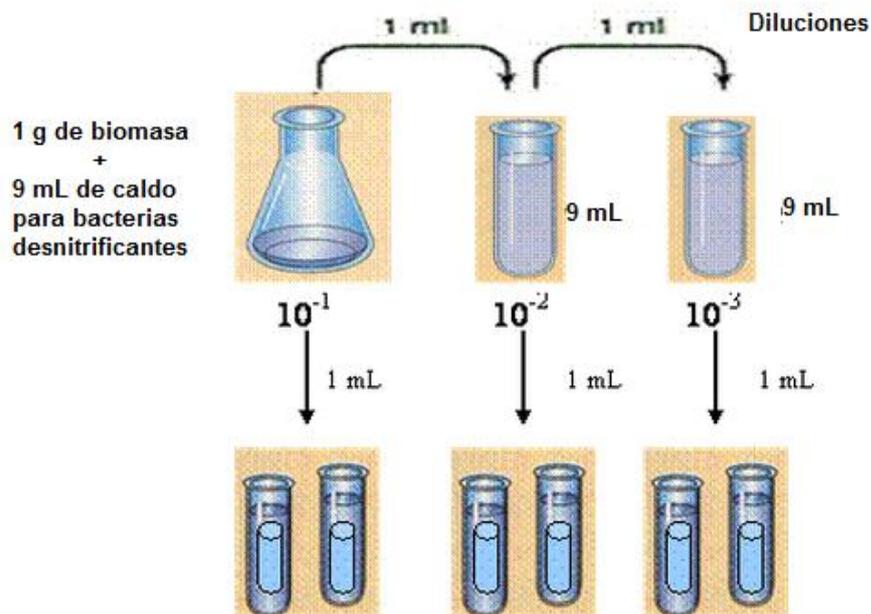


Figura 3. Técnica del NMP para la cuantificación de bacterias Desnitrificantes.

4. Verificación del crecimiento de Bacterias Desnitrificantes.

- Verificar la producción de burbujas en los tubos durham.
- Agregar 0.5 mL del reactivo de nitritos a cada uno de los tubos, si se observa un color rosado o rojo se toma como positivo para la presencia de nitritos. Lo cual indica que el proceso de desnitrificación no se completó. Si no hay una coloración se toma como negativo para la presencia de nitritos y es posible que el proceso de desnitrificación se halla llevado a cabo hasta otros intermediarios o que no se haya realizado, por lo que se realiza la siguiente prueba para determinar la presencia de nitratos.
- A los tubos antes probados agregar 50 mg de la mezcla de zinc, cobre y dióxido de manganeso. Esta mezcla reduce a los nitratos a nitritos, por lo que si se desarrolla un color rojo después de 5 minutos se toma como positivo para a presencia de nitratos y se dice que no hay bacterias desnitrificantes. Si no hay coloración se toma como negativo para la presencia de nitratos y se indica como positivo para la presencia de bacterias desnitrificantes.

5. Después de realizar las pruebas anteriores, determinar el número de tubo positivos para cada dilución y determinar la serie de números en la tabla de NMP del método 9221 C del Standard Methods for Examination of Water and Wastewater.
6. Reportar los resultados como NMP.

### 5. Técnica para la medición del espesor de la biopelícula en el microscopio Olympus BX60

1. Para realizar la medición del espesor de la biopelícula se necesitan tijeras, filosas, pinzas y porta objetos. Las mediciones se realizan inmediatamente después de tomar la muestra.
2. Siempre se deben escoger muestras que presenten las mismas características de grosor y homogeneidad de la biopelícula sobre todo el soporte sintético. De cada punto muestreado se cortan entre 10 y 15 cuadros de aproximadamente  $0.5 \text{ cm}^2$  del soporte de cada zona del reactor, teniendo cuidado de no desprender la biomasa del soporte.



Figura 4. Fotografía del empaque de uno de los reactores con biopelícula.

3. Se enciende el microscopio y se calibra el microscopio con ayuda de la regla microscópica que se tenga disponible.

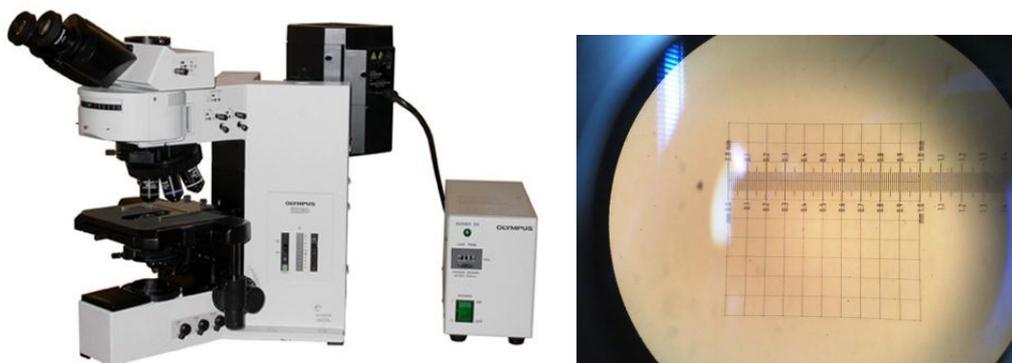


Figura 5. Fotografía del microscopio y de la escala de medición.

4. Las mediciones se realizan con un lente de 10X, se coloca el cuadro cortado del soporte sintético en forma vertical sobre el porta objetos.
5. El microscopio tiene diferentes herramientas para subir o bajar el porta objetos, así como para aumentar o disminuir la intensidad de la luz. Los cuales se deben ajustar para observar lo más claramente posible la biopelícula.

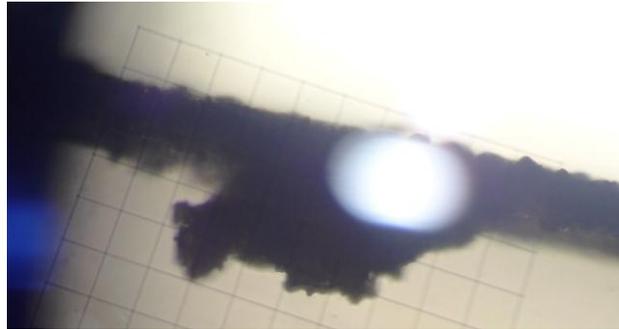


Figura 6. Fotografía de como se observa la biopelícula a través del microscopio.

6. Primero se debe realizar la medición del soporte sintético sin biopelícula para determinar su espesor. Posteriormente se realiza la medición del espesor de la biopelícula con ayuda de la regla.
7. A la medición del espesor de la biopelícula se le debe restar el valor del espesor del soporte para tener el valor absoluto del espesor de la biopelícula.
8. Se deben realizar un mínimo de 10 mediciones por cuadro, para tener un mínimo de 100 mediciones por muestra. Con todas las mediciones realizadas se determina el promedio y este valor es el que se reporta como espesor de la biopelícula de una muestra.