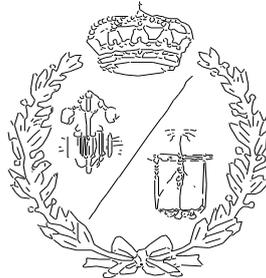


**ESCUELA TÉCNICA SUPERIOR DE INGENIEROS
INDUSTRIALES Y DE TELECOMUNICACIÓN**

UNIVERSIDAD DE CANTABRIA



Trabajo Fin de Carrera

**REACTOR DE BIOPELÍCULA SOPORTADA Y
OXIGENADA POR MEMBRANAS HÍBRIDO
(RBSOMh):
CARACTERIZACIÓN Y ARRANQUE**

**(Hybrid Membrane Aerated Biofilm Reactor
(hMABR): characterization and startup)**

Para acceder al Título de

INGENIERO QUIMICO

Autor: Esther Zugasti Marquínez

Julio - 2012

Agradecimientos.

Pensar en el fin del TFC me hace recordar a todas esas personas que me han acompañado durante estos 7 años que ha durado mi camino por la Ingeniería Química (de momento). Vienen a mi cabeza alegrías, disgustos y anécdotas, siempre acompañadas con sonrisas, ánimos y amigos. Por eso, y por mucho más, es el momento de agradecer a toda esta gente que ha sido importante para mí en estos años y que sin la cual no habría llegado a este punto y final de etapa.

A Iñaki Tejero Monzón, por darme la oportunidad de poder desarrollar el presente trabajo, por su dirección y atención prestada.

A José Luis Rico Gutiérrez y Ana Lorena Esteban García, por su orientación y total entrega de sus conocimientos en el desarrollo de este TFC.

A Patricia Pérez Calleja, (¡mi Patri!) por su dedicación, por su apoyo, por su preocupación, por su PACIENCIA y por todas las inundaciones del mundo.

A las personas dentro del GIA, las que están y las que ya se han ido, porque siempre ha habido tiempo para tomar un café y desconectar un rato de nuestro trabajo.

A mi padre, mi madre, y mi hermano, porque lejos o cerca siempre están ahí sujetándome cuando creo que me voy a caer.

A mis abuelos, por los tappers, las conservas, y todo el amor del mundo que me han dado fuerzas para poder escribir el fin de esta historia.

A mis amigas de toda la vida porque ellas también son familia.

A mis amigos y compañeros de Santiago de Compostela, por ser vosotros, porque os quiero y porque aunque estemos desperdigados por el mundo, sabemos que éste se hace pequeño en cuanto uno de nosotros necesita algo.

A los amig@s cántabros, por hacer que en este último año me haya sentido arropada y con ganas de quedarme, os voy a echar mucho de menos.

A los profesores de Ingeniería Química de la Universidad de Santiago de Compostela y la Universidad de Cantabria, por los conocimientos recibidos.

A la HP, por ayudarme a... bueno yo ya sé el porqué.

Por último a esas personas que hoy no están conmigo en carne pero sí en corazón.

ÍNDICE

ÍNDICE

| | |
|--|----|
| 1 PLANTEAMIENTO | 11 |
| 1.1. Introducción | 12 |
| 1.2. Objetivos y alcance | 13 |
| 1.3. Antecedentes | 14 |
| 1.4. Biopelícula | 16 |
| 1.4.1. Formación de la biopelícula y desprendimiento..... | 18 |
| 1.5. Reactores biopelícula soportada y oxigenada por membranas (RBSOM) ...20 | |
| 1.5.1. Características de las biopelículas sobre soporte permeable a gases | 21 |
| 1.5.1.1. <i>Transferencia optimizada de oxígeno</i> | 24 |
| 1.5.1.2. <i>Eficiencia en el empleo de oxígeno (OUE)</i> | 25 |
| 1.5.1.3. <i>Aireación sin burbujas</i> | 26 |
| 1.5.1.4. <i>Estratificación de la biopelícula en un RBSOM</i> | 26 |
| 1.5.1.5. <i>Tipo de soporte y de reactor.</i> | 27 |
| 1.5.2. Inconvenientes de los RBSOM..... | 27 |
| 1.5.2.1. <i>Empleo de membranas</i> | 27 |
| 1.5.2.2. <i>Necesidad de controlar el espesor</i> | 27 |
| 1.5.2.3. <i>Retroflujo de nitrógeno en membranas</i> | 28 |
| 1.5.2.4. <i>Espesor de las membranas</i> | 29 |
| 1.5.3. Aplicaciones..... | 30 |
| 1.6. Reactores híbridos con membrana para la eliminación total de nitrógeno en aguas residuales | 32 |
| | |
| 2 DESARROLLO | 36 |
| 2.1. Caracterización de flujo del reactor RBSOM del proyecto HIBREDAR II con trazadores (Rhodamina WT y NaCl) | 37 |
| 2.1.1. Introducción..... | 37 |
| 2.1.2. Metodología..... | 38 |
| 2.1.2.1. <i>Configuración experimental y equipos</i> | 38 |
| 2.1.2.2. <i>Procedimiento</i> | 41 |
| 2.1.3. Resultados..... | 43 |
| 2.1.4. Conclusiones..... | 52 |

| | |
|---|------------|
| 2.2. Ensayos de oxigenación..... | 53 |
| 2.2.1. Introducción..... | 53 |
| 2.2.2. Metodología..... | 55 |
| 2.2.2.1. Configuración experimental y equipos..... | 55 |
| 2.2.2.2. Procedimiento..... | 57 |
| 2.2.3. Resultados..... | 60 |
| 2.2.3.1. Ensayo con tapa y sin tapa..... | 60 |
| 2.2.3.2. Ensayos de oxigenación con aireación por membranas..... | 61 |
| 2.2.4. Conclusiones..... | 74 |
| 2.3. Arranque y ensayo de choque del funcionamiento de un RBSOM híbrido a escala laboratorio. | 75 |
| 2.3.1. Introducción..... | 75 |
| 2.3.2. Metodología..... | 76 |
| 2.3.2.1. Configuración experimental y equipos..... | 76 |
| 2.3.2.2. Procedimiento..... | 78 |
| 2.3.3. Resultados..... | 86 |
| 2.3.3.1. Eliminación de carbono..... | 86 |
| 2.3.3.2. Eliminación de nitrógeno..... | 91 |
| 2.3.4. Conclusiones..... | 99 |
| | |
| 3 CONCLUSIONES..... | 100 |
| | |
| 4 BIBLIOGRAFÍA..... | 104 |
| | |
| 5 ANEXOS | |
| ANEXO I. DATOS DE LA CARACTERIZACIÓN DE FLUJO DEL RBSOM. | 108 |
| ANEXO II. DATOS DE LOS ENSAYOS DE OXIGENACIÓN. | 118 |
| ANEXO III. IMÁGENES OBTENIDAS CON EL CurveExpert® | 129 |
| ANEXO IV. REPRESENTACIONES EN EXCEL® DE LA Ecuación 2.10. | 131 |
| ANEXO V. REPRESENTACIONES DE LOS CÁLCULOS REALIZADOS EN LA COMPARATIVA DEL OXÍGENO APORTADO CON MEMBRANAS Y EL OD EN AGUA. | 134 |
| ANEXO VI. RESULTADOS ANALÍTICOS DE LA EXPERIMENTACIÓN CON RBSOMh. | 136 |

ÍNDICE DE FIGURAS.

| | |
|--|----|
| Figura 1.1. Procesos involucrados en la formación de una biopelícula. (Tejero, 2003) | 19 |
| Figura 1.2. Esquema de un reactor biopelícula soportada y oxigenada con membranas (GIA-UC)..... | 21 |
| Figura 1.3. Perfiles de oxígeno y sustratos en una biopelícula gruesa sobre soporte permeable y zonificación teórica de la biopelícula (el seno del líquido se supone sin oxígeno disuelto (GIA-UC))..... | 22 |
| Figura 1.4. Biopelícula de RBSOM (GIA-UC)..... | 23 |
| Figura 1.5. Influencia del espesor de la biopelícula en la capacidad de tratamiento (OLA: organic load removed). Biopelícula sobre membrana utilizando aire y oxígeno. (Osa et al. 1999) [5]..... | 30 |
| Figura 1.6. Esquema HIBREDAR II..... | 35 |
| Figura 2.1. Imagen en AutoCAD del reactor..... | 38 |
| Figura 2.2. Imagen en AutoCAD del soporte para membranas..... | 39 |
| Figura 2.3. Imagen en AutoCAD del módulo de membrana..... | 40 |
| Figura 2.4. Imagen del RBSOM..... | 40 |
| Figura 2.5. Foto del fluorímetro MODEL 10-AU-005-CE..... | 41 |
| Figura 2.6. Diagrama de los flujos de entrada/salida y recirculación del reactor..... | 41 |
| Figura 2.7. Estructura de la Rhodamina WT..... | 42 |
| Figura 2.8. Curva concentración-tiempo para el ensayo con Rhodamina WT..... | 44 |
| Figura 2.9. Curva concentración-tiempo para el ensayo con NaCl..... | 44 |
| Figura 2.10. Representación de la “Curva E” para el ensayo con Rhodamina WT..... | 45 |
| Figura 2.11. Representación de la “Curva E” para el ensayo con NaCl..... | 45 |
| Figura 2.12. “Curva F” para el ensayo de la Rhodamina..... | 46 |
| Figura 2.13. “Curva F” para el ensayo con NaCl..... | 46 |
| Figura 2.14. Ensayo de flujo con Rhodamina WT..... | 49 |
| Figura 2.15. Ensayo de flujo con NaCl..... | 49 |
| Figura 2.16. Comparación de la “Curva E(θ)” del ensayo se la Rhodamina con la curva de comportamiento ideal..... | 50 |
| Figura 2.17. Comparación de la “Curva E(θ)” del ensayo con la sal con la curva de comportamiento ideal..... | 50 |
| Figura 2.18. Resumen gráfico del comportamiento del RBSOM en los ensayos de flujo para diferentes trazadores y comparación con el comportamiento ideal..... | 51 |

| | |
|--|----|
| Figura 2.19. Imagen en AutoCAD del reactor de laboratorio | 55 |
| Figura 2.20. Imagen del módulo de membranas. | 56 |
| Figura 2.21. Imagen del reactor de laboratorio con el módulo de membranas sumergido y la sonda de oxígeno disuelto..... | 57 |
| Figura 2.22. Curva característica de los ensayos de oxigenación. | 58 |
| Figura 2.23. Captura de pantalla del programa CurveExpert® | 59 |
| Figura 2.24 Comparativa de ensayos de oxigenación en el reactor Con tapa y Sin tapa. | 60 |
| Figura 2.25. Comparación de los gramos de oxígeno transferidos del aire que pasa a través de la membrana al seno del líquido para los diferentes caudales..... | 63 |
| Figura 2.26. Representación de la capa límite entre aire-agua | 63 |
| Figura 2.27. Flujo de O ₂ a través de la membrana vs. tiempo para Q = 0.04 L/min. | 64 |
| Figura 2.28. Flujo de O ₂ a través de la membrana vs. tiempo para Q = 0.1 L/min. | 65 |
| Figura 2.29. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado por las membranas para un tiempo t para Q _{O₂} = 0.1L/min. | 67 |
| Figura 2.30. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado a las membranas para un tiempo t teniendo en cuenta el retardo teórico calculado para la sonda de oxígeno en aire con un Q _{O₂} = 0.1 L/min. | 68 |
| Figura 2.31. Representación y valores para la curva correspondiente al oxígeno aportado por las membranas suponiendo que existe una fuga para un Q _{O₂} = 0.1 L/min. | 69 |
| Figura 2.31. Representación del oxígeno aportado sin fuga vs. OD agua para cada tiempo t con un Q _{O₂} = 0.1 L/min. | 70 |
| Figura 2.32. Comparativa del OD medido por la sonda de OD en agua vs. el OD aportado por las membranas, fuga y aireación superficial para el Q _{O₂} = 0.1 L/min. | 71 |
| Figura 2.33. Comparativa del OD medido por la sonda de OD en agua vs. el OD aportado por las membranas, fugas y aireación atmosférica para el Q _{O₂} = 0.04 L/min. | 71 |
| Figura 2.34. Comparación de la fuga en los ensayos de oxigenación para ambos caudales a T=20°C. | 72 |
| Figura 2.35. Comparación del aporte de oxígeno por difusión del interior de las membranas al líquido para caudales 0.04 L/min y 0.1 L/min a T=20°C. | 73 |
| Figura 2.35. Sonda de oxígeno en aire. | 77 |
| Figura 2.36. Foto del montaje en el laboratorio. | 78 |
| Figura 2.37. Ensayos con métodos fotométricos de amonio, nitritos y nitratos. | 80 |
| Figura 2.38. Esquema del proceso P-HD-HN. | 80 |

| | |
|---|-----|
| Figura 2.39. Planta de tratamiento de lixiviados del vertedero de Meruelo (Cantabria). | 81 |
| Figura 2.40. Fotos de la primera siembra al reactor. | 82 |
| Figura 2.41. Foto del reactor tras la adición del primer inóculo una vez homogeneizado. | 83 |
| Figura 2.42. Foto correspondiente al día siguiente de haber realizado la primera siembra..... | 83 |
| Figura 2.43. Foto del RBSOMh tras la segunda etapa. | 85 |
| Figura 2.44. Fotos del inóculo procedente de la planta de tratamiento de lixiviados y del reactor tras su adición. | 85 |
| Figura 2.45. Foto del RBSOMh tras terminar la experimentación..... | 86 |
| Figura 2.46. Representación de los datos de DQO afluente y efluente..... | 88 |
| Figura 2.47. Representación de la COA y COE..... | 89 |
| Figura 2.48. Representación de los datos de DQO total frente a la DQO filtrada del efluente. | 90 |
| Figura 2.49. Concentración de SST vs. DQO total en el efluente..... | 90 |
| Figura 2.50. Proceso híbrido biopelícula con nitrificación en la biopelícula y heterótrofos desnitrificantes en suspensión. (Downing, 2010)..... | 91 |
| Figura 2.51. Representación de las concentraciones NO_3 , NO_2 (efluente) y NH_4^+ (afluente)..... | 92 |
| Figura 2.52. Carga de nitratos y nitritos por unidad de superficie al día. | 93 |
| Figura 2.53. Representación de los datos obtenidos de N_T afluente. | 95 |
| Figura 2.54. Comparativa de los valores obtenidos por los métodos de N_T y de N-NH_4^+ en el afluente..... | 96 |
| Figura 2.55. Representación de la carga volumétrica del nitrógeno total eliminado en función de la concentración de sólidos en suspensión. | 96 |
| Figura 5.1. Curva con CurveExpert [®] del ensayo de oxigenación sin tapa. | 129 |
| Figura 5.2. Curva con CurveExpert [®] del ensayo de oxigenación con tapa..... | 129 |
| Figura 5.3. Curva con CurveExpert [®] del ensayo de oxigenación con membranas y $Q_{O_2}=0.04$ L/min..... | 130 |
| Figura 5.4. Curva con CurveExpert [®] del ensayo de oxigenación con membranas y $Q_{O_2}=0.1$ L/min..... | 130 |
| Figura 5.5. Representación y valores para la curva correspondiente al oxígeno aportado por las membranas suponiendo que existe una fuga para un $Q_{O_2} = 0.04$ L/min..... | 131 |

| | |
|---|-----|
| Figura 5.6. Representación y valores para la curva correspondiente al oxígeno aportado por las membranas suponiendo que existe una fuga para un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min..... | 131 |
| Figura 5.7. Linealización para la obtención de K_{La} de los datos correspondientes al ensayo sin tapa..... | 132 |
| Figura 5.8. Linealización para la obtención de K_{La} de los datos correspondientes al ensayo con tapa..... | 132 |
| Figura 5.9. Linealización para la obtención de k_{La} de los datos correspondientes al ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min..... | 133 |
| Figura 5.10. Linealización para la obtención de k_{La} de los datos correspondientes al ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min..... | 133 |
| Figura 5.11. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado por las membranas para un tiempo t para $Q_{O_2} = 0.04$ L/min..... | 134 |
| Figura 5.12. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado a las membranas para un tiempo t teniendo en cuenta el retardo teórico calculado para la sonda de oxígeno en aire con un $Q_{O_2} = 0.04$ L/min..... | 134 |
| Figura 5.13. Representación del oxígeno aportado sin fuga vs. OD agua para cada tiempo t con un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min..... | 135 |

ÍNDICE DE TABLAS.

| | |
|--|-----|
| Tabla 2.1. Resumen de cálculos. | 48 |
| Tabla 2.2. Valores de K_{LA} con tapa y sin tapa. | 60 |
| Tabla 2.3. Valores de K_{LA} obtenidos por el método de mínimos cuadrados. | 64 |
| Tabla 2.4. Resumen de los valores obtenidos por ambos métodos para los distintos caudales de oxigenación. | 65 |
| Tabla 2.5. Comparativa de las capacidades de oxigenación máximas de los ensayos. . | 66 |
| Tabla 2.6. Capacidades de oxigenación. | 73 |
| Tabla 2.7. Valores de K_{LA} obtenidos en diferentes estudios realizados por el GIA con aire presurizado y membranas como soporte [8]. | 74 |
| Tabla 2.8. Relación de ensayos practicados durante la experimentación. | 79 |
| Tabla 2.9. Agua residual sintética basada en acetato sódico ($V=30L$) para la etapa de siembra y arranque inicial [16]. | 82 |
| Tabla 2.10. Agua residual basada en acetato sódico ($V=30L$) para la etapa de crecimiento de los microorganismos nitrificantes [16]. | 84 |
| Tabla 2.11. Resultados experimentales medios durante la experimentación. | 88 |
| Tabla 2.12. Resultados experimentales medios para el proceso de nitrificación. | 91 |
| Tabla 2.13. Capacidad de nitrificación para diferentes ensayos con RBSOM y RBSOMh que utilizan aire para oxigenar. | 94 |
| Tabla 2.14. Resultados experimentales medios para el proceso de desnitrificación. | 95 |
| Tabla 2.15. Valores de eliminación de nitrógeno obtenidos en diferentes estudios realizados aire presurizado y membranas como soporte. | 98 |
| Tabla 5.1. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (I). | 108 |
| Tabla 5.2. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (II). | 109 |
| Tabla 5.3. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (III). | 110 |
| Tabla 5.4. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (IV). | 111 |
| Tabla 5.5. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (V). | 112 |
| Tabla 5.6. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (VI). | 113 |
| Tabla 5.7. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (I). | 114 |
| Tabla 5.8. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (II). | 115 |
| Tabla 5.9. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (III). | 116 |
| Tabla 5.10. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (IV). | 117 |
| Tabla 5.11. Condiciones de experimentación para el ensayo sin tapa. | 118 |

| | |
|---|-----|
| Tabla 5.12. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo sin tapa (I)..... | 118 |
| Tabla 5.13. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo sin tapa (II). | 119 |
| Tabla 5.14. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo sin tapa (III). | 120 |
| Tabla 5.15. Condiciones de experimentación para el ensayo con tapa. | 120 |
| Tabla 5.16. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con tapa (I)..... | 120 |
| Tabla 5.17. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con tapa (II). | 121 |
| Tabla 5.18. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con tapa (II). | 122 |
| Tabla 5.19. Condiciones de experimentación para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min. | 122 |
| Tabla 5.20. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (I). | 122 |
| Tabla 5.21. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (II). | 123 |
| Tabla 5.22. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (III). | 124 |
| Tabla 5.23. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (IV). | 125 |
| Tabla 5.24. Datos de la sonda de oxígeno en aire para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} =$ 0.04 L/min. | 125 |
| Tabla 5.25. Condiciones de experimentación para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min. | 126 |
| Tabla 5.26. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min (I). | 126 |
| Tabla 5.27. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min (II). | 127 |
| Tabla 5.28. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min (III). | 128 |
| Tabla 5.29. Datos de la sonda de oxígeno en aire para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} =$ 0.1 L/min. | 128 |
| Tabla 5.30. Resultados analíticos correspondientes a la primera etapa..... | 136 |
| Tabla 5.31. Resultados analíticos correspondientes a la segunda etapa (I). | 137 |
| Tabla 5.32. Resultados analíticos correspondientes a la segunda etapa (II). | 138 |
| Tabla 5.33. Resultados analíticos correspondientes a la segunda etapa (II). | 139 |

1. PLANTEAMIENTO

1 PLANTEAMIENTO

1.1. Introducción.

Toda comunidad produce aguas residuales, residuos sólidos y emisiones a la atmósfera. Las aguas residuales son esencialmente el agua suministrada a la comunidad después de que esta ha sido usada en múltiples aplicaciones. Desde el punto de partida de las fuentes de generación, el agua residual debe ser definida como una combinación de líquido o agua que lleva consigo residuos eliminados de residentes, instituciones, y establecimientos comerciales e industriales, junto con agua del subsuelo, de la superficie, y pluvial que puede estar presente.

Cuando el agua residual no es tratada y se acumula, la descomposición de la materia orgánica que la compone traería consigo una gran cantidad de malos olores e incomodidad en la sociedad. Además, el agua residual no tratada contiene numerosos microorganismos patógenos procedentes del tracto intestino humano. El agua residual también contiene nutrientes, los cuales pueden estimular el crecimiento de plantas acuáticas, y pueden contener componentes tóxicos. Por estas razones, es necesario eliminar gran parte de los contaminantes que el agua residual trae consigo, y de esta forma, proceder a su final vertido, con una mínima contaminación, de manera que los medios receptores se vean impactados en el menor grado posible, o al menos de acuerdo a su capacidad de autodepuración.

Las exigencias actuales sobre las agresiones al medio ambiente y en especial sobre las fuentes de agua, está atrayendo consigo la atención sobre su conservación y reciclaje. Esto obliga al cumplimiento de estrictas normas de calidad para el ambiente y a encontrar alternativas de tratamiento cada vez más eficaces que permitan reducir el poder contaminante de las aguas residuales. Otras razones que justifican el continuo desarrollo de nuevos procesos son los requerimientos mínimos de espacio para la depuración, lo cual origina la búsqueda de soluciones cada vez más compactas.

Entre las nuevas tecnologías que responden a tales propósitos se encuentran el desarrollo de tecnologías con membranas, estas presentan importantes ventajas para el tratamiento de efluentes con altas cargas, por lo que han adquirido gran importancia

técnica y comercial, esto ha permitido el desarrollo de diferentes materiales microporosos y el empleo de estos como alternativa o complemento de los tratamientos convencionales de aguas residuales.

Sin embargo, sus usos en estas aplicaciones están limitados por las altas inversiones y costes de operación que llevan asociados. El precio unitario de las membranas, la frecuencia de reposición de las mismas y la energía eléctrica consumida constituyen los factores más importantes que influyen en el coste global de estos procesos, razón por la cual adquiere gran relevancia la selección del tipo de membrana y la optimización de las condiciones de operación de planta para cada caso particular. [1]

1.2. Objetivos y alcance

El presente Trabajo de Fin de Carrera se enmarca en el desarrollo del proyecto “Procesos híbridos para la ampliación de EDAR existentes para la eliminación de nutrientes (HIBREDAR)” dentro del proyecto “NOVEDAR_Consolider. Conception of the Sewage Treatment Plant of the XXI Century. Development, implementation and evaluation of Technologies for the treatment and resources recovery from wastewaters”, cuya finalidad última es generar conocimiento y evaluar mediante experimentación y modelado el potencial de diversos procesos híbridos, incluyendo soportes fijos, móviles y membranas, tanto para nitrificar, desnitrificar y eliminar fósforo en diversas configuraciones de cara a la remodelación-ampliación de EDAR existentes. El Grupo de Ingeniería Ambiental (GIA) de la Universidad de Cantabria (UC) participa en este proyecto junto al Centro de Estudios e Investigaciones Técnicas de Gipuzkoa (CEIT). El paquete de trabajo correspondiente al GIA-UC consiste en el diseño, puesta en marcha y operación de diferentes reactores biopelícula, híbridos y/o con membranas, para la eliminación de materia orgánica, nutrientes y microcontaminantes. Dentro de ellos se encuentra el Reactor Biopelícula Soportada y Oxigenada por Membranas híbrido (RBSOMh), en el que en un reactor se mantienen simultáneamente biomasa en suspensión (fango activo) y en biopelícula, es decir, se trata de un reactor biológico híbrido, utilizando como soporte de la biopelícula una membrana permeable a gases a través de la cual se transfiere el oxígeno para los procesos aerobios. El estudio de este tipo de reactores se basa en la teoría, no demostrada, de que se puede solventar uno de los mayores inconvenientes de los RBSOM, el control del espesor de la biopelícula.

Anteriores investigadores (Downing & Nerenberg, 2008) han conseguido obtener un RBSOMh con nitrificación en biopelícula y desnitrificación con heterótrofos en suspensión pero en condiciones muy artificiosas de burbujeo de N_2 y baja concentración de sólidos en suspensión. El propósito del proyecto global es obtener un RBSOMh realizable en términos tecnológicos sin condiciones especiales, resolviendo incertidumbres, caracterizándolo para el posterior diseño del proceso y estudiando su viabilidad. Dentro de estos objetivos se encuadra el presente trabajo.

Este proyecto, con título “Reactor Biopelícula Soportado y Oxigenado por Membranas híbrido (RBSOMh): Caracterización y arranque”, tiene como objetivo la caracterización física del reactor, desde el punto de vista del flujo y la oxigenación y el arranque del mismo para enfrentarse a las incertidumbres existentes. El análisis del flujo permitirá analizar el posterior comportamiento del sistema. El estudio de la oxigenación permitirá cuantificar la capacidad de oxigenación de las membranas con agua limpia, contrastando diferentes métodos de medida, para poder compararlo con su funcionamiento con biopelícula. El arranque del proceso biológico permitirá comprobar si es viable arrancar un RBSOMh en similares condiciones a como se haría en la realidad y cuantificar sus capacidades.

Para ello, se ha planteado la realización de las siguientes actividades:

- Ensayos de caracterización de flujo en un RBSOM.
- Ensayos de capacidad de oxigenación de las membranas en agua limpia.
- Ensayo de choque de funcionamiento de un RBSOM híbrido.

1.3. Antecedentes.

En los años 90 el GIA fue pionero en el estudio a escala de laboratorio de los RBSOM, investigando sus posibilidades de aplicación para la depuración de carbono y nitrógeno (Osa et al. 1997; Jácome et al. 2006) y eliminación conjunta de carbono, nitrógeno y fósforo (Castillo et al. 1999, Castillo et al. 2000), y publicando dos patentes (Tejero & Eguía 1994; Tejera & Castillo 2000).

Se trata de una configuración doblemente innovadora. Por una parte, se utiliza la membrana para airear, no para filtrar, siendo necesario emplear materiales hidrófobos y

resistentes. Por otra, la biopelícula se desarrolla sobre la propia membrana, presentando distintos perfiles de oxígeno y de sustrato que en una biopelícula convencional.

En la capa más profunda de la biopelícula en un RBSOM, se darían las condiciones idóneas para los organismos nitrificantes, ya que la concentración de oxígeno es alta, la concentración de materia orgánica carbonosa puede ser baja (al irse consumiendo en las capas exteriores) y el nitrógeno amoniacal puede estar disponible. Si la biopelícula no está totalmente penetrada, puede aparecer una capa anóxica (en la que existan condiciones para la desnitrificación) próxima al seno del líquido con una alta disponibilidad orgánica, a través de la cual tienden a difundir los nitratos formados en la capa nitrificante. Así se mejora la eliminación de materia orgánica y nitratos sin necesidad de incrementar el aporte de oxígeno ni realizar recirculaciones, produciéndose la nitrificación y desnitrificación (Esteban & Tejero 2007).

De lo anterior se deriva que las principales ventajas de los RBSOM son las siguientes (Esteban et al. 2010):

- a) Es posible conseguir una alta eficiencia en la utilización de oxígeno.
- b) Permite, en la misma biopelícula, la eliminación de carbono, la nitrificación y la desnitrificación.
- c) Las bacterias nitrificantes, de crecimiento lento y de alta sensibilidad, quedan protegidas en el fondo de la biopelícula, junto a la membrana.
- d) La aireación se realiza sin burbujas, con lo que se minimiza la formación de espumas y la emisión de volátiles y olores.

El principal inconveniente de los RBSOM es el crecimiento excesivo de la biopelícula, lo cual reduce el rendimiento del sistema debido al incremento de la resistencia difusional. El empleo de procesos híbridos se presenta como una alternativa para controlar dicho espesor debido a la competencia entre biomasa adherida y suspendida. En línea con eso, una propuesta prometedora es la utilización de RBSOM en reactores híbridos para la eliminación de nutrientes, en desarrollo por GIA y CEIT (Centro de Estudios e Investigaciones Técnicas de Gipuzkoa) a través del proyecto HIBREDAR. Los reactores híbridos, siendo no aireados en el seno del líquido, darán lugar a condiciones aerobias solo en la biopelícula adherida a las membranas, mientras que la desnitrificación tendrá lugar en la biomasa suspendida en condiciones anóxicas.

Para conseguir al mismo tiempo la eliminación biológica de fósforo, se están investigando dos configuraciones: en la primera el reactor híbrido está precedido por un reactor anaerobio en el que se desarrollen las condiciones para el crecimiento de organismos desnitrificantes acumuladores de fósforo (DNPAOs); en la segunda, se prescinde del reactor anaerobio y el seno del líquido es sometido alternativamente a condiciones anóxicas-anaerobias mediante aireación intermitente. [2]

1.4. Biopelícula.

Las biopelículas son propias de la naturaleza debido a que los microorganismos fácilmente atacan a las superficies sumergidas en un ambiente acuático. Las biopelículas pueden ser encontradas en los lechos de lagos y ríos, en las raíces de las plantas, tuberías para la distribución de agua, y en las paredes de los reactores de fangos activos. Como resultado, uno de los campos más importantes de estudio de las biopelículas han sido su utilización para el tratamiento de aguas residuales como en gases o suelos contaminados durante varias décadas. Los reactores de biopelícula estándar pueden conseguir un rango de eliminación de demanda biológica de oxígeno de aproximadamente 85-95 %, el cual es similar a lo obtenido en reactores convencionales de fangos activos (Metcalf & Eddy, 1991).

Characklis and Marshall (1990) definen una biopelícula como la consistente en “células inmovilizadas en un sustrato y con frecuencia incrustadas en una matriz polimérica y orgánica de origen microbiano.” La principal diferencia entre los sistemas biopelícula y los sistemas microbianos de crecimiento en suspensión es el papel crítico que en la biopelículas adquieren los procesos de transporte y transferencia.

Las biopelículas han sido objeto de observaciones científicas desde finales del siglo XIX. Los primeros estudios serios fueron realizados en los años 40 del siglo XX, pero hasta los años 70 los investigadores no fueron conscientes de la asociación casi universal de los microorganismos con las superficies y entre ellos mismos (Wilderer y Characklis, 1989; Characklis y Marshall, 1990).

Estudios recientes de biopelículas han mostrado que están formadas por microorganismos, componentes orgánicos (sustancias poliméricas extracelulares, EPS),

caciones, y otros componentes orgánicos e inorgánicos (Flemming et al., 2000). Los EPS consisten en polisacáridos, proteínas, ácidos nucleicos, y fosfolípidos y puede comprender del 50-90 % de la materia orgánica total de la biopelícula (Mayer et al., 1999). Con respecto a su composición, una biopelícula fundamentalmente contiene agua. Se han medido contenidos de agua del 87 al 99% (Christensen & Characklis, 1990). Existe una gran variedad entre los microorganismos encontrados en las biopelículas (pueden incluir bacterias, algas, o hongos), y una gran variedad de patrones geométricos por los cuales los microorganismos colonizan un soporte y se agregan en la biopelícula. Sin embargo, hay tres propiedades comunes a todas las biopelículas: las biopelículas son sistemas multifásicos que consisten en sólidos y en una fase líquida en el espacio hueco entre los sólidos (Wanner, 1989). Las fases sólidas consisten en componentes particulados unidos entre sí formando la matriz sólida de la biopelícula. El término “componente particulado” es una abstracción empleada en modelización para incluir las diversas categorías de sólidos (células microbianas, EPS, partículas orgánicas, partículas abióticas, organismos mayores, etc.). Debido a que el tiempo de estancia en las biopelículas puede ser muy elevado, es posible la coexistencia de muchas especies de microorganismos e incluso microorganismos como protozoos, algas o metazoos. El espacio continuo entre las fases sólidas es la fase líquida de la biopelícula, en la que los compuestos químicos disueltos y las partículas y células en suspensión pueden moverse libremente.

Originalmente, los investigadores creían que la biopelícula es homogénea en estructura, pero estudios recientes han mostrado que esto es incorrecto. La biopelícula varía en densidad y porosidad con la anchura (Zhang and Bisho, 1994c; Chang et al., 1995). Además, la biopelícula puede contener varios microambientes diferentes dependiendo de la disponibilidad del sustrato, pH, temperatura, y otros factores ambientales locales (Schramm et al., 2000; Zhang and Bishop, 1996). Estos microambientes fomentan la estratificación de las poblaciones microbianas en el interior de la biopelícula.

Las biopelículas pueden ser caracterizadas por la estructura general, anchura, densidad, porosidad, EPS u otro contenido químico, y comunidad microbiana. Estas propiedades de las biopelículas son dependientes entre sí y del medio ambiente local. Por ejemplo, la velocidad del fluido más allá de la biopelícula afecta a las tasas de transferencia de masa

del sustrato a la biopelícula, que a su vez puede afectar a espesor de la biopelícula, la densidad y la comunidad microbiana. Además, la estructura de la comunidad microbiana puede afectar a la densidad de la biopelícula y de los microambientes dentro de la biopelícula. [3]

1.4.1. Formación de la biopelícula y desprendimiento

Durante el proceso de formación de una biopelícula sobre un medio soporte, pueden distinguirse los siguientes procesos físicos, químicos y biológicos (Characklis, 1990; Tejero, 2003):

1. Acondicionamiento del medio soporte al adsorberse moléculas orgánicas sobre su superficie.
2. Transporte de células microbianas desde el seno del agua (líquido) hasta el medio soporte acondicionado.
3. Adsorción reversible de una parte de las células que llegan al soporte durante un tiempo limitado, separándose (desorción) posteriormente.
4. Desorción, que puede ser debida a fuerzas hidrodinámicas de corte u otros factores físicos, químicos o biológicos.
5. Adsorción irreversible de una parte de las células adsorbidas, que quedan inmovilizadas permanentemente al superar un tiempo de residencia crítico.
6. Acumulación de células microbianas, que crecen a expensas del sustrato y del agua incrementando así el número de células en la biopelícula. A su vez, las células pueden también producir o formar cantidades significativas de productos excretando algunos de ellos, como las sustancias poliméricas extracelulares (EPS), que quedan constituyendo parte de la biopelícula.
7. Adhesión de células microbianas y material particulado a la biopelícula (atrapamiento).
8. Separación o desprendimiento de porciones de la biopelícula que vuelven al agua.

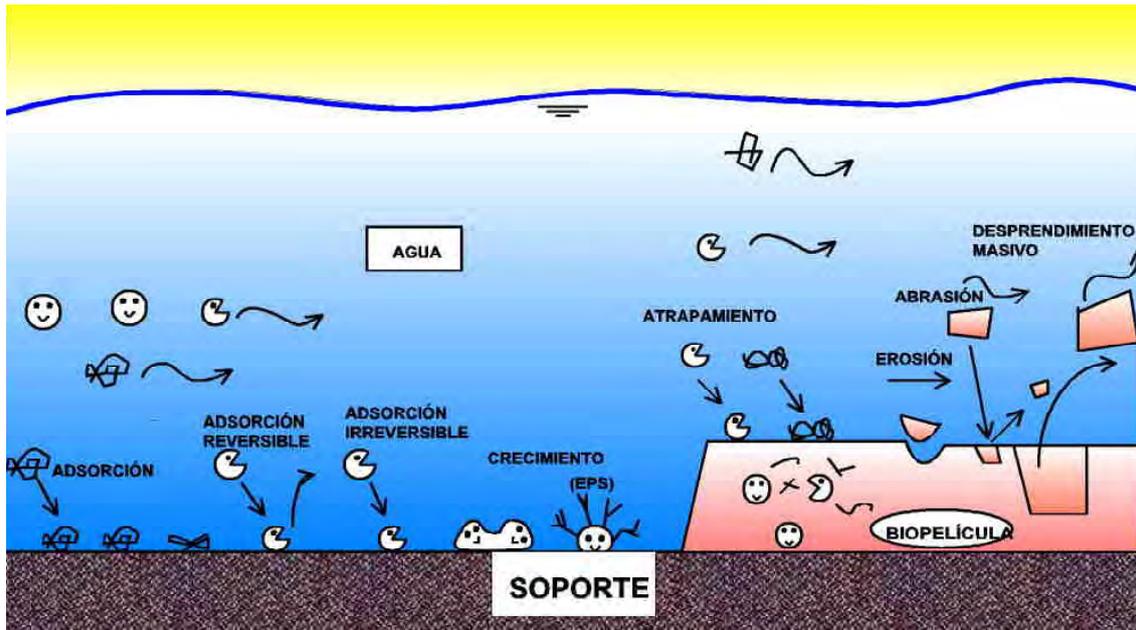


Figura 1.1. Procesos involucrados en la formación de una biopelícula. (Tejero, 2003)

Con respecto al soporte, las propiedades físico-químicas que generalmente se requieren para promover una adhesión estable de la biopelícula son: un alto grado de hidrofobicidad, la existencia de cationes divalentes (Ca^{2+} y Mg^{2+}) en la superficie y un cierto grado de rugosidad. La rugosidad y la porosidad son de gran importancia en el proceso de desprendimiento de la biomasa debido a esfuerzos cortantes hidrodinámicos o de abrasión, aunque esta importancia disminuye cuando la biopelícula es de crecimiento rápido (Oliveira et al., 2003).

Bryers (1988) identificó cuatro categorías de desprendimiento, aparte de la intervención humana directa: abrasión, erosión, desprendimiento masivo (muda o sloughing) y alimentación de predadores (grazing). La erosión es la eliminación continua de pequeñas partículas de la superficie de la biopelícula, principalmente debido a los esfuerzos cortantes creados por el agua al fluir sobre la biopelícula. La abrasión es causada por la colisión y/o rozamiento entre partículas, algunas de las cuales son cubiertas por la biopelícula. El desprendimiento masivo es la pérdida periódica de grandes trozos de biopelícula. A diferencia de los otros procesos, no es un proceso continuo y no se restringe a la superficie de la biopelícula (Ritmann, 1989).

En general (Morgenroth, 2003), el desprendimiento de una parte de la biopelícula se producirá cuando las fuerzas externas excedan la resistencia interna de la biopelícula,

bien porque se incrementen las fuerzas externas (retrolavado, fluidización) o porque disminuya la resistencia de la biopelícula (formación de burbujas de N_2 en el seno de la biopelícula, o inestabilidad de la misma al incrementarse su espesor).

El proceso global del desprendimiento será una combinación de procesos físicos. Químicos y biológicos. Sin embargo, en función del tipo de operación, uno de los mecanismos de desprendimiento puede ser dominante, por eso a la hora de novelizar el proceso de desprendimiento en un sistema biopelícula debe seleccionarse para cada caso el modo apropiado de desprendimiento (Morgenroth, 2003). [3]

1.5. Reactores de biopelícula soportada y oxigenada con membranas (RBSOM)

En general, podemos denominar birreactor de membranas al proceso que resulta de combinar la tecnología de membranas con los reactores biológicos para el tratamiento de aguas o gases contaminados. Un tipo de biorreactor de membranas es el RBSOM, Reactor de Biopelícula Soportada y Oxigenada por Membranas. En estos reactores el soporte de la biopelícula es una membrana permeable a gases que a la vez cumple la función de oxigenación de dicha biopelícula. A esta biopelícula asociada a una membrana también la denominamos biomembrana y a los reactores que la utilizan reactores biomembrana. [4]

En un RBSOM una membrana permeable a gases sirve como soporte para el crecimiento de la biopelícula. La biopelícula recibe el oxígeno a través de la membrana, mientras que los sustratos (materia carbonosa y nutrientes) le son transferidos desde el seno del líquido. Esta configuración implica que la biopelícula tenga unas características distintas de las convencionales. A partir de este concepto, se ha desarrollado diferentes configuraciones del reactor basadas en membranas planas, tubulares y fibras huecas, y se ha investigado su comportamiento ante distintos tipos de agua residual. De estos estudios se han inferido las posibles ventajas e inconvenientes del empleo de los RBSOM para la depuración de aguas residuales. Todos estos puntos se detallan en los siguientes apartados. [3]

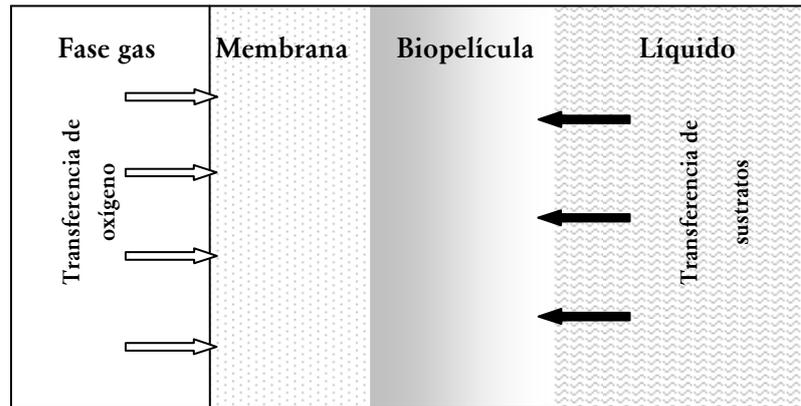


Figura 1.2. Esquema de un reactor biopelícula soportada y oxigenada con membranas (GIA-UC).

1.5.1. Características de las biopelículas sobre soporte permeable a gases.

La principal diferencia de una biopelícula sobre un soporte permeable a gases respecto a una biopelícula convencional se deriva en que en cada caso se obtienen distintos perfiles de oxígeno y de los sustratos respecto a la dirección normal al soporte. Ello puede conllevar diferencias significativas en la ecología y actividad microbianas, en la localización de la capa activa e incluso en la morfología de la biopelícula.

En una biopelícula sobre soporte permeable a gases los sustratos (materia orgánica carbonosa y nutrientes) se transfieren a la biopelícula también desde el seno del líquido, pero el oxígeno lo hace en sentido opuesto a través de la membrana hacia la biopelícula. Por lo tanto, los perfiles de oxígeno y los sustratos se cruzan. Cuando la biopelícula está parcialmente penetrada por el oxígeno, el espesor aerobio se localiza junto al soporte, coincidiendo con la zona de mayor concentración de oxígeno con la de menos concentración del sustrato. [3]

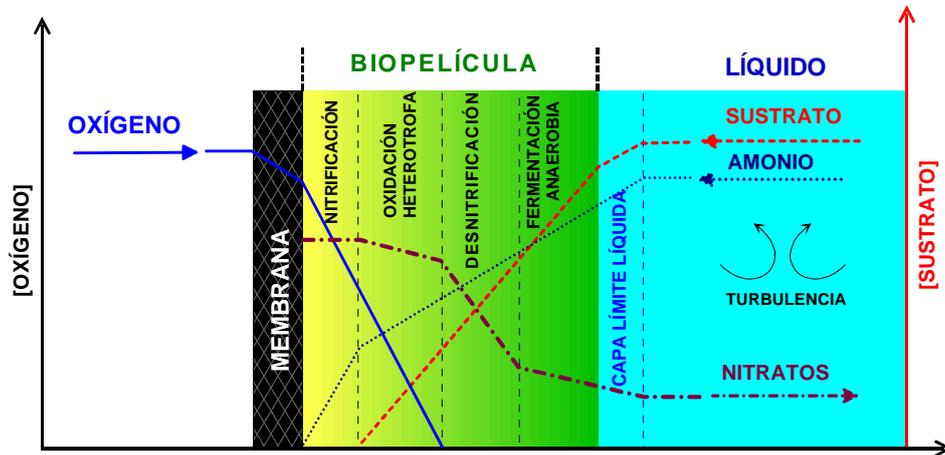


Figura 1.3. Perfiles de oxígeno y sustratos en una biopelícula gruesa sobre soporte permeable y zonificación teórica de la biopelícula (el seno del líquido se supone sin oxígeno disuelto (GIA-UC)).

El comportamiento de los perfiles de oxígeno y sustratos determinará teóricamente la existencia de varias capas con ambientes distintos, y en las que se producirán distintos tipos de reacciones. En la biopelícula convencional estas capas, desde el seno del líquido hasta el soporte, serán, en función de la disponibilidad de oxígeno (Osa et al., 1997): aerobia, anóxica y anaerobia. En una biopelícula sobre soporte permeable a gases, estas capas serán, si en el seno del líquido hay oxígeno: aerobia, anóxica, anaerobia, anóxica, y aerobia.

En ambos casos, biopelícula convencional y biopelícula sobre soporte permeable a gases, la disponibilidad de sustrato va disminuyendo en dirección al soporte. Así, en la zona adyacente al seno del líquido de una biopelícula convencional, donde existe disponibilidad de oxígeno y sustrato, tendrá lugar una oxidación heterótrofa de la materia orgánica carbonosa. Cuando coincidan la existencia de amonio y oxígeno y una disponibilidad de sustrato carbonoso suficientemente baja podrá llevarse a cabo la nitrificación. Si la biopelícula no está totalmente penetrada, puede aparecer una capa anódica (en la que existan condiciones para la desnitrificación) y junto al soporte una zona anaerobia donde si existe disponibilidad de sustrato se producirá degradación anaerobia, y si no, digestión anaerobia de la biopelícula.

Timberlake et al. (Timberlake et al., 1988) hicieron la primera descripción de la posible zonificación de una biopelícula sobre soporte permeable. En la capa más

profunda se darían las condiciones idóneas para los organismos nitrificantes, ya que la concentración de oxígeno es alta, la concentración de materia orgánica carbonosa puede ser baja (al irse consumiendo en las capas exteriores) y el nitrógeno amoniacal puede estar disponible. En las capas más alejadas del soporte donde aún exista oxígeno disuelto, puede haber una alta disponibilidad de carbono que será utilizado por los organismos heterótrofos, dominando éstos sobre los nitrificantes. Hacia el seno del líquido, puede haber una zona en la que no llega el oxígeno pero sí nitratos procedentes del interior de la biopelícula y un suministro de carbono desde el exterior, produciéndose las condiciones adecuadas para la desnitrificación. E incluso si el espesor de la biopelícula es suficientemente grande y el seno del líquido se mantiene anóxico, en las capas exteriores puede darse el ambiente adecuado para el desarrollo de bacterias anaerobias.

Esta zonificación teórica se ha visto confirmada a partir de modelos (Debus & Wanner, 1992, Wanner et al., 1994, Debus et al., 1994, Essila et al., 2000, Semmens & Essila, 2001, Shanahan & Semmens, 2004, Walter et al., 2005) y experimentos empleando técnicas de microscopio electrónico, identificación de comunidades bacterianas por procedimientos genéticos e hibridación fluorescente in situ (FISH-Fluorescente In Situ Hibridation) y microelectrodos de oxígeno, amonio, nitrito, nitrato y pH (Walter et al., 2005, De Beer & Schramm, 1999, Schramm et al., 2000), e incluso visualmente.



Figura 1.4. Biopelícula de RBSOM (GIA-UC)

El concepto de reactor de biopelícula soportada y oxigenada con membranas se deriva a su vez de tres conceptos previos: la depuración de aguas residuales con biomasa adherida a un soporte (biopelícula), la transferencia de gases (en concreto oxígeno) con membranas, y la tecnología de membranas. Por lo tanto, muchas de sus características provienen de estos tres conceptos, a los que es preciso añadir la especial

estratificación de este tipo de biopelículas.

Teniendo en cuenta lo anterior, las principales ventajas de los RBSOMs pueden clasificarse en cuatro tipos: las derivadas de la transferencia optimizada de oxígeno, del hecho de que la aireación se realice sin formación de burbujas, de la especial estratificación que se produce en la biopelícula y de la propia configuración física del tipo de soporte y de reactor. [3]

1.5.1.1. *Transferencia optimizada de oxígeno*

Se basa en las siguientes características:

- Capacidad para manipular y controlar con precisión la velocidad de transferencia de los gases.

Está determinada, según la ecuación 1, por un coeficiente global de transferencia de masa, el área superficial de contacto y el gradiente de concentraciones del gas:

$$J^* = K \cdot A \cdot \Delta C$$

donde:

- J^* = flujo a través de la membrana.
- K = coeficiente de transferencia de masa global.
- A = área interfacial de contacto.
- VC = diferencia de concentración entre el oxígeno disuelto en la fase líquida y la concentración de saturación del oxígeno en equilibrio con la fase gas en el interior de la membrana.

En un sistema de aireación con burbujas, el oxígeno ha de superar nueve resistencias difusionales hasta llegar al interior de la célula bacteriana (Bailey & Ollis, 1986). En la aireación con membranas, el oxígeno se suministra directamente a la biopelícula, eliminándose seis de esas resistencias: no es preciso disolver el oxígeno en el seno del líquido, ni éste debe superar las capas límite gas-seno del líquido y seno del líquido-agregado celular.

En una membrana, el área superficial para la transferencia del gas es fija (es la superficie de membrana), y por lo tanto el proceso de transferencia no es sensible a los

factores atmosféricos e hidrostáticos que afectan al tamaño y el tiempo de residencia de las burbujas en los sistemas de aireación convencionales.

El parámetro realmente diferenciador es la posibilidad de controlar la concentración del gas en la membrana ajustando el tipo de gas y la presión de alimentación. Esto confiere una alta flexibilidad en el diseño y capacidad para responder rápidamente a los requerimientos variables en la transferencia de gas. Además, la posibilidad de suministrar gas a presiones mayores de la atmosférica puede incrementar de forma importante la capacidad volumétrica de degradación de estos reactores. Con membranas de silicona reforzadas es posible trabajar con presiones de hasta 3 bares, alcanzándose concentraciones de oxígeno en el interior de la membrana de unos 100 mg/L (Wilderer, 1995) frente a los aproximadamente 8 mg/L y 40 mg/L (a 30 °C) que podrían obtenerse a presión atmosférica respectivamente con aire u oxígeno. Esta gran capacidad de suministro de oxígeno produce a su vez una gran capacidad de depuración.

Se ha observado también bajo ciertas circunstancias que la capacidad de transferencia de oxígeno de un RBSOM en funcionamiento llega a ser mayor que la capacidad de oxigenación medida con agua limpia. Este hecho podría ser explicado a su vez por la eliminación de la capa límite difusiva que debe atravesar el oxígeno en la situación del ensayo de oxigenación con agua limpia, ya que en funcionamiento la biopelícula crece sobre el soporte y ocupa el espacio antes ocupado por la capa límite. En cualquier caso seguirá existiendo una capa límite difusiva para los sustratos pero cuando sea el oxígeno el sustrato limitante se detectará un aumento de capacidad. [3]

1.5.1.2. Eficiencia en el empleo de oxígeno (OUE).

La OUE, medida como el cociente entre el oxígeno utilizado por los microorganismos y el oxígeno suministrado, puede alcanzar valores muy altos, lo que reduciría los costes energéticos asociados a la aireación. (Pankhania et al., 1994) y (Brindle & Stephenson, 1998) obtuvieron valores del OUE del 100%. Esta cifra fue posible gracias a la utilización de oxígeno de alta pureza, a la transferencia directa del oxígeno gaseoso a las células bacterianas sin disolución previa en el líquido (transferencia interfacial del oxígeno), a una excelente utilización del oxígeno por las bacterias y a un 100 % de eficiencia en la transferencia de oxígeno (OTE, relación entre

la masa de oxígeno transferido por el sistema y la aportada por el gas de alimentación). Esta OTE del 100% puede obtenerse en un RBSOM si se emplea oxígeno puro y fibras con el extremo sellado (Ahmed & Semmens, 1992), siendo un valor muy superior al de aireadores convencionales. (Terada et al., 2006a) obtienen un OUE superior a 80% bajo todas las condiciones de operación en una BSOM nitrificante. [3]

1.5.1.3. *Aireación sin burbujas*

El hecho de que la aireación se efectúe sin la formación de burbujas, minimiza la emisión a la atmósfera de compuestos orgánicos volátiles y olores, y evita la formación de espumas. Así, podría eliminarse la necesidad de construir tanques cubiertos e implementar sistemas de tratamiento de gases, y no sería preciso el empleo de antiespumantes. [3]

1.5.1.4. *Estratificación de la biopelícula en un RBSOM*

La especial estratificación de la biopelícula cuando el oxígeno y los sustratos difunden desde extremos opuestos supone las siguientes ventajas (Timberlake et al., 1988, Satoh et al., 2004):

- La ubicación de las bacterias nitrificantes en una zona de baja concentración de carbono orgánico y alta concentración de amonio y oxígeno disuelto (junto a la membrana) optimizaría la conversión de amonio a nitrato. En reactores convencionales, sólo se produce la nitrificación cuando la concentración de carbono orgánico es baja, ya que las bacterias nitrificantes han de competir con las heterótrofas, de crecimiento mucho más rápido, por el oxígeno. En los RBSOM la mayor parte del carbono se consumiría en zonas de la biopelícula más cercanas al seno del líquido, permitiendo las condiciones óptimas para la nitrificación en el fondo de la biopelícula.
- El aislamiento de las bacterias nitrificantes, con tasas de crecimiento lento y alta sensibilidad a determinados factores ambientales, en el interior de la biopelícula, permite protegerlas de pérdidas por desprendimiento de biopelícula y de “shocks” tóxicos.
- Las bacterias nitrificantes se ubicarían en una zona anóxica próxima al seno del líquido con una alta disponibilidad orgánica, a través de la cual tienden a difundir los nitratos formados en la capa nitrificante. Así se mejora la

eliminación de materia orgánica y nitratos sin necesidad de incrementar el aporte de oxígeno ni recirculación.

- Al producirse la nitrificación y desnitrificación en el mismo reactor, no sería preciso el ajuste de pH, ya que la desnitrificación genera la alcalinidad que se requiere en la nitrificación (Terada et al., 2003).
- Si la biopelícula es suficientemente gruesa y el seno del líquido permanece sin oxígeno disuelto, se ubicará un estrato anaerobio en la interfase biopelícula-líquido, cerca de la fuente de carbono, lo que puede mejorar la transferencia de masa y minimizar la producción de sólidos. Esto podría ser de especial interés en el caso de aguas residuales fuertemente cargadas.
- La digestión aerobia y anaerobia de biomasa que se produce en el interior de la biopelícula dará lugar a bajas concentraciones de sólidos en suspensión en el efluente. Onishi y Numazawa (Onishi & Numazawa, 1988) indican además que el fango formado tiene buenas propiedades de sedimentación y por lo tanto puede ser fácilmente separado. [3]

1.5.1.5. *Tipo de soporte y de reactor.*

Otras ventajas correspondientes al tipo de soporte y de reactor son: a) El uso de soporte de membrana en forma de fibras huecas permite obtener superficies específicas muy altas; b) Los módulos de membrana son de fácil modularidad y escalado. [3]

1.5.2. Inconvenientes de los RBSOM.

A pesar de que se han llevado a cabo numerosas investigaciones y se han publicado varias patentes, la tecnología de los RBSOM aún no ha alcanzado un uso comercial. Los principales inconvenientes para su desarrollo son los siguientes: los derivados del uso de las membranas como material de oxigenación, sobre todo la necesidad de encontrar métodos fiables para el control del espesor de la biopelícula, y el retroflujo de nitrógeno en las membranas. [3]

1.5.2.1. *Empleo de membranas*

Los RBSOM comparten con las membranas empleadas para la transferencia de

gases ciertos inconvenientes que se resumen a continuación:

- Las membranas aún son relativamente caras, y el coste del capital asociado a su vida útil es desconocido. Sin embargo, en otros campos del tratamiento de aguas este inconveniente está siendo superado gracias a las fuerzas de mercado, que están reduciendo continuamente el precio de las membranas. En este sentido la calidad y precio de las membranas han mejorado considerablemente, lo que ha hecho que la investigación sobre este reactor haya aumentado en la última década.
 - Los materiales de las membranas pueden carecer de suficiente resistencia para ser durables en ambientes hostiles, y además pequeños defectos o fugas causan una pérdida significativa en la capacidad del sistema. No obstante, esto dependerá del tipo de membrana empleada. Las membranas de silicona, por ejemplo, tienen una mayor resistencia química y mecánica (Casey, 1999, Casey et al., 1999) que las porosas, e incluso se han desarrollado membranas de silicona reforzadas (Wilderer, 1995) y membranas compuestas, que tienen las ventajas de las microporosas y las densas, utilizadas en diversas investigaciones (Brindle & Stephenson, 1998, Brindle et al., 1998, Brindle & Stephenson, 1996).
- [3]

1.5.2.2. *Necesidad de controlar el espesor de la biopelícula.*

El espesor es especialmente importante en biopelículas sobre soporte permeable, ya que a los problemas típicos del exceso de biomasa en reactores de biopelícula convencionales (atascamientos, altas pérdidas de carga, posibilidad de desprendimientos masivos, etc.), se unen los derivados del incremento en la resistencia difusional al transporte de los sustratos. El rendimiento del sistema disminuye al crecer el espesor de la biopelícula debido al incremento de la resistencia difusional.

La especial forma en que crece la biopelícula en los RBSOM, es decir desde el soporte a diferencia de las biopelículas convencionales en que crece desde la superficie de la biopelícula, explicaría la alta concentración de biomasa en el biopelícula que se obtiene en los RBSOM para condiciones normales de funcionamiento (concentraciones y cargas aplicadas medias y altas). Este mismo fenómeno explicaría la especial resistencia estructural de la biopelícula frente a la erosión y desprendimiento, tanto por

mayor densidad del material como por su continua renovación desde el soporte. Téngase en cuenta que, supuesta biopelícula rígida, el punto donde se darían los mayores esfuerzos y se requeriría la mayor resistencia del material es en el contacto con el soporte, pero en el caso de biopelículas convencionales es en ese punto donde una vez superado el espesor activo se producen fenómenos de lisis e hidrólisis que disminuyen la resistencia estructural de la biopelícula. Estos fenómenos producen como consecuencia un crecimiento más continuo y prolongado del espesor de la biopelícula, alcanzándose espesores grandes y estables de la misma

En la bibliografía se describen numerosos ejemplos de la dificultad y/o poca efectividad de los métodos empleados para tratar de controlar el espesor de la biopelícula. Claramente han de dedicarse mayores esfuerzos de investigación a estudiar los factores que influyen en el incremento del espesor de la biopelícula y desarrollar métodos para su control. Una propuesta prometedora en este sentido es la utilización de RBSOM en reactores híbridos, en desarrollo por GIA-UC y CEIT (Centro de Estudios e Investigaciones Técnicas de Gipuzkoa). [3]

1.5.2.3. Retroflujo de nitrógeno en las membranas

De la misma forma que el oxígeno suministrado difunde desde el interior de las membranas hacia el seno del agua, el nitrógeno disuelto en el agua puede difundir hacia el interior de las membranas. Este hecho hace que la concentración de oxígeno en el interior de las membranas nunca sea la correspondiente a la de la alimentación. Esto provoca una pérdida de capacidad de transferencia de oxígeno. Este fenómeno además de haber sido observado, puede ser simulado. [3]

1.5.2.4. Espesor de las membranas.

A medida que el espesor de la biopelícula aumenta, la capacidad de depuración se reduce debido al incremento de la resistencia difusional de la biopelícula. [3]

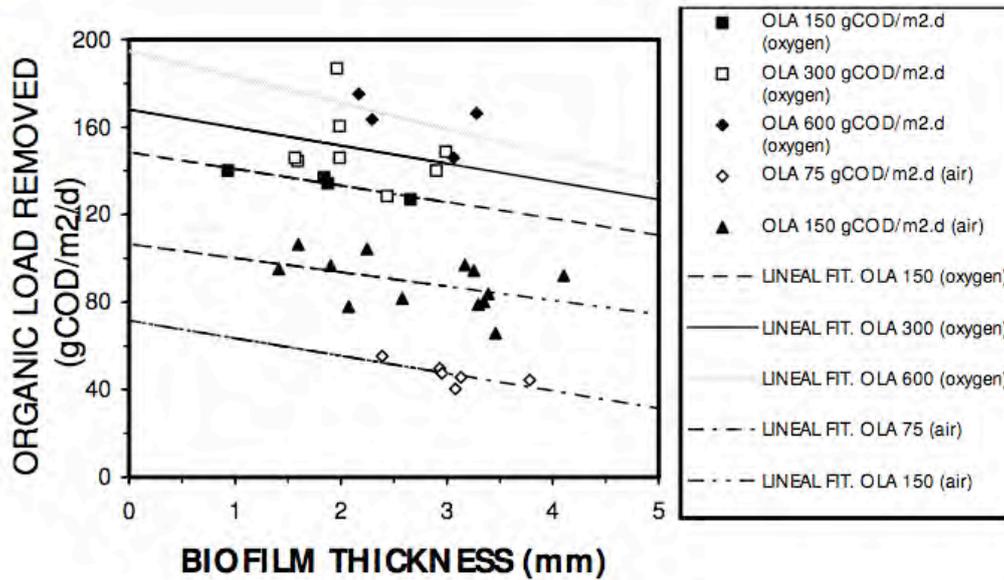


Figura 1.5. Influencia del espesor de la biopelícula en la capacidad de tratamiento (OLA: organic load removed). Biopelícula sobre membrana utilizando aire y oxígeno. (Osa et al. 1999) [5]

1.5.3. Aplicaciones.

Los reactores de biopelícula soportada y oxigenada con membranas se han investigado para la depuración de diversos tipos de contaminantes. Sin embargo, varios estudios (Casey et al., 1999, Syron & Casey, 2008) indican que están especialmente indicados para las siguientes aplicaciones:

- Depuración de efluentes con alta demanda de oxígeno

El uso de soporte permeable mejora el comportamiento de eliminación de sustrato cuando el oxígeno puede constituir un sustrato limitante, por ejemplo bajo condiciones de alta carga orgánica y bajas velocidades del agua (Semmens & Essila, 2001, Casey et al., 1999). Operando con oxígeno puro a 1 atmósfera, puede alcanzarse una concentración de oxígeno disuelto en la membrana de unos 40 mg/L, que es posible incrementar en el caso de mantener el gas a mayor presión de la atmosférica. Para aguas residuales con DQO > 1000 mg/L se obtuvieron rendimientos de eliminación de DQO del 81-99,5%, con cargas orgánicas eliminadas, COE, de entre 5,8 y 55,1 g DQQ/m2/d, con eliminaciones simultáneas de nitrógeno superiores al 90% y cargas de nitrógeno eliminadas, CNE, entre 0,93 y 6,1 gN/m2/d.

- Eliminación de nutrientes

La nitrificación es también un proceso con una alta demanda de oxígeno, con lo cual puede verse favorecido en un RBSOM. Además, la localización de las bacterias nitrificantes en el interior de la biopelícula las protege de desprendimientos y problemas de toxicidad, y la especial estratificación de las biopelículas sobre soporte permeable permite la ocurrencia simultánea de nitrificación y desnitrificación en la misma biopelícula. La eficiencia de nitrificación con aguas residuales con amonio y sin DQO ha sido superior al 95% con cargas de nitrógeno amoniacal eliminadas, CNE, entre 1.1 y 5.4 g N/m²/d.

La eliminación conjunta de nitrógeno y fósforo también es un área de investigación para la aplicación de los RBSOM. Castillo et al. (Castillo et al., 1999) emplean un RBSOM operado de forma secuencial en el cual las membranas se alimentan con N₂ u O₂ para conseguir, respectivamente, condiciones anaerobias (emisión de fosfato) y aerobias-anóxicas (acumulación de fosfato y nitrificación-desnitrificación) en la biopelícula.

Terada et al. desarrollan un reactor con dos partes: una membrana permeable a gases en la que se forma una biopelícula nitrificante y el seno del líquido con organismos desnitrificantes acumuladores de polifosfato en suspensión (Terada et al., 2006b). Estos organismos consumen carbono orgánico y emiten fosfato en el periodo anaerobio y en el aerobio acumulan fosfato empleando como aceptores de electrones los nitritos y nitratos generados por la biopelícula adherida a la membrana.

- Depuración de compuestos orgánicos volátiles

Los RBSOMs se basan en una aireación sin burbujas, con lo que puede prevenirse la emisión de COVs a la atmósfera. En todo caso, si el COV no fuera completamente degradado en la biopelícula y pasase al interior de la membrana, su emisión junto al gas de salida de las membranas podría controlarse con mayor facilidad. Al igual que sucede con los nitrificantes, los micro-organismos responsables de la degradación de los COVs pueden quedar protegidos en el interior de la biopelícula de un posible lavado. Normalmente se han conseguido rendimientos de eliminación de COV superiores al 95%, con cargas eliminadas de hasta 40.0 g COV/m²/d.

- Otras aplicaciones

Aprovechando que la aireación se produce sin burbujas (lo cual la hace compatible con condiciones de microgravedad), la reducida ocupación de espacio respecto a otros tipos de tratamiento del agua residual, el máximo aprovechamiento del oxígeno para la oxidación del amonio y la especial aplicación de estos reactores para eliminar nitrógeno, se está investigando el empleo de RBSOMs para la depuración de aguas residuales (compuestas fundamentalmente por orina y aguas grises) en el espacio. En este sentido, McLamore et al. (McLamore et al., 2004) plantean el “Reactor de Membrana Avanzado” (AMR), basado en membranas de fibra hueca aireadas para la eliminación de carbono y nitrógeno, como parte de un sistema de tratamiento que además incluye ósmosis inversa, intercambio iónico y tratamiento con ultravioleta para permitir la reutilización del agua. Con el mismo objetivo, Tansel et al. (Tansel et al., 2005) desarrollan el “Sistema de Biorreactor de Membrana Aireada Rotatoria” (ARMS), donde la rotación del módulo de membranas de fibra hueca permite un adecuado mezclado para conseguir altas tasas de transferencia de masa.

Otra posible aplicación (Kappell et al., 2005) consiste en introducir biomembranas en reactores anaerobios. De este modo la zona de la biopelícula cercana a la membrana, y por tanto a una fuente de oxígeno, permitiría la ocurrencia de nitrificación y una mejora en la eliminación de DQO, permaneciendo anaerobia la capa externa de la biopelícula.

Más allá de estas aplicaciones la utilización de RBSOM con aguas residuales urbanas ha alcanzado cargas eliminadas de hasta 62 g DQO/m²/d, con eliminaciones simultáneas de nitrógeno de hasta 1.4 g N/m²/d. Con aguas residuales sintéticas las cargas eliminadas han llegado hasta 181 g DQO/m²/d con rendimientos mayores del 90 %. [3]

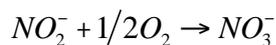
1.6. Reactores biopelícula híbridos con membranas para la eliminación de nitrógeno total en aguas residuales.

El proceso biopelícula híbrido con membranas es un nuevo enfoque para conseguir la eliminación del nitrógeno total del agua residual. Membranas porosas,

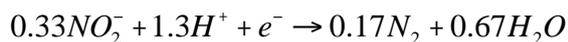
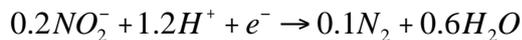
llenas con aire son situadas dentro de un reactor con fangos activos y se para la aireación en el seno del líquido. La biopelícula nitrificante se desarrolla sobre las membranas, exportando nitrato y nitrito al seno del líquido. El nitrato y el nitrito son reducidos por la biomasa en suspensión usando la DBO procedente del influente como electrón donante.

La eliminación del nitrógeno total (amonio, nitrito, nitrato, y nitrógeno orgánico) es una objetivo de elevada importancia en el tratamiento de aguas residuales en el siglo XXI, requerido para prevenir la eutrofización e hipoxia en áreas costeras, y para obtener requerimientos de calidad para poder reutilizar el agua para ciertas aplicaciones. El nitrógeno total es típicamente eliminado por nitrificación (conversión de amonito a nitrito o nitrato), seguido por la desnitrificación (reducción de nitrito y nitrato a nitrógeno gas). La nitrificación es llevada a cabo en dos etapas. Primero, la bacteria oxidante de amonio y la bacteria oxidante de nitrato oxidan el amonito a nitrito y nitrato bajo condiciones aerobias. Entonces la bacteria desnitrificante reduce el nitrato y nitrito a nitrógeno gas (N_2). Las reacciones redox simplificadas (no incluyendo la formación de biomasa) son las siguientes:

- Nitrificación.



- Desnitrificación.



Una limitación común para la eliminación de nitrógeno total, típicamente dado en las plantas antiguas de tratamiento de agua residual dado que no están diseñadas para la eliminación de nutrientes, es conseguir la nitrificación. Las plantas de tratamiento de agua residual que nitrifican requieren un alto tiempo de retención de sólidos para retener la bacteria nitrificante de crecimiento lento. Estos altos tiempos de retención de sólidos requieren una alta aeración y sedimentadores. También, es típico que la desnitrificación necesite electrones donantes suplementarios, tales como metanol o etanol. Estos

donantes pueden aumentar de forma significativa los costes de operación y requerir permisos especiales y procedimientos de manejo de los reactivos. Así, los procesos que permitan la nitrificación sin necesidad de grandes tanques y desnitrificación sin adición de electrones donantes suplementarios, son una necesidad crítica, especialmente para las plantas de tratamiento de aguas residuales más antiguas con limitaciones de espacio para su expansión. [6]

En los años recientes, los procesos biopelícula se han convertido en una forma popular para aumentar la capacidad de los lodos activos. Investigaciones recientes han planteado el empleo de reactores híbridos RBSOM-Fangos Activos. Wu et al. (2006) incorporan BSOM a un reactor de fangos activos, consiguiendo un gran incremento de la nitrificación. Downing y Nerenberg (2007, 2008c, 2008d) proponen un sistema similar: membranas de fibra hueca aireadas se introducen en un tanque de fangos activos, y una biopelícula nitrificante se desarrolla sobre las membranas, produciendo nitrito y nitrato. Suprimiendo la aireación del tanque, el seno del líquido se vuelve anóxico, y los nitratos y nitritos pueden ser reducidos con la DBO del afluente. Si la relación DBO:N es suficientemente alta, consiguen rendimientos de eliminación de nitrógeno total del 100%. Además, consiguen evitar el crecimiento excesivo de la biopelícula por acumulación de bacterias heterótrofas en la zona de contacto con el seno del líquido. Terada et al. (2006c) también introducen BSOM en el seno de unos fangos activos que mantienen anóxico, y mediante un proceso secuencial aerobio-anaerobio, obtienen altísimos rendimientos de eliminación de carbono orgánico total, nitrógeno total y fósforo total. En el periodo anaerobio, los organismos desnitrificantes acumuladores de fósforo (DN) presentes en el seno del líquido consumen carbono orgánico y emiten fosfato. Durante el periodo aerobio subsiguiente, las bacterias nitrificantes situadas en la biopelícula sobre la membrana son alimentadas con oxígeno a través del soporte. Los nitritos y nitratos generados pasan al seno del líquido donde son usados por las DNPAOs como aceptores de electrones para la acumulación de fosfato.

Otra posible configuración de reactor híbrido (Kappell et al., 2005) consiste en introducir biomembranas en reactores anaerobios. De este modo la zona de la biopelícula cercana a la membrana, y por tanto a una fuente de oxígeno, permitiría la ocurrencia de nitrificación y una mejora en la eliminación de DQO, permaneciendo

anaerobia la capa externa de la biopelícula. [4]

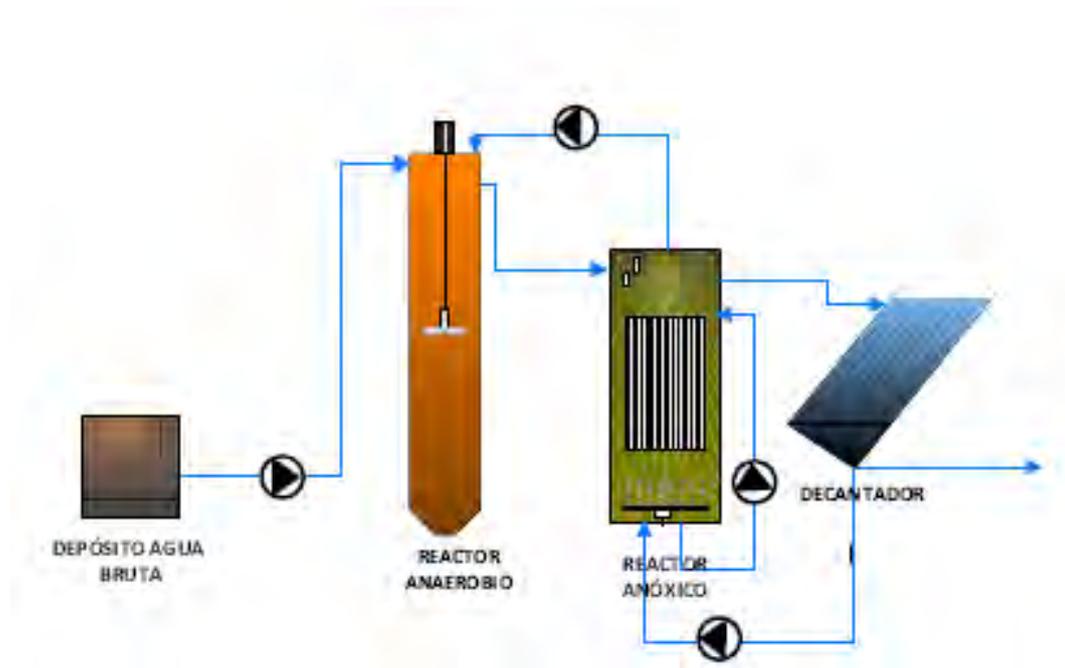


Figura 1.6. Esquema HIBREDAR II.

2. DESARROLLO

2 DESARROLLO

El presente trabajo fin de carrera, en base a las tareas realizadas, se divide a continuación en tres partes bien diferenciadas. Primeramente se expone la caracterización de flujo en el RBSOM del proyecto HIBREDAR II; en un segundo apartado se muestran los ensayos realizados con el fin de determinar la capacidad de oxigenación del RBSOM a escala laboratorio y por último se expone una primera etapa de arranque y ensayo de choque del funcionamiento de un RBSOM híbrido a escala laboratorio.

2.1. Caracterización de flujo del reactor RBSOM del proyecto HIBREDAR II con trazadores (Rhodamina WT y NaCl).

2.1.1. Introducción

Tras construir el RBSOM para el proyecto de HIBREDAR II es necesario la caracterización del su flujo hidrodinámico, con el fin de verificar si los supuestos realizados en su diseño se cumplirán durante su operación. En el RBSOM la homogenización se realiza por recirculación interna, el tipo de flujo determinado experimentalmente permitirá conocer si existen zonas muertas o zonas sobrecargadas.

Existen fundamentalmente dos tipos de flujos ideales, estos son los reactores con flujo de mezcla completa y los de flujo en pistón. El uso de reactores, que presentan el régimen de flujo de mezcla completa, pueden tener ciertas ventajas respecto a otros reactores, ya que permiten un mejor contacto entre el agua residual y la biomasa, dado que la distribución de la carga es uniforme en todo su volumen, siendo su concentración media la misma en todos los puntos del reactor, evitándose así zonas sobrecargadas o zonas muertas.

La mezcla completa se produce, cuando las partículas que entran en el reactor se dispersan o diluyen casi de forma inmediata por todo el volumen del mismo, dando su máximo valor en el tiempo inicial y disminuyendo progresivamente a medida que transcurre el tiempo. [7]

El objetivo del ensayo fue conocer la proximidad a mezcla completa del reactor RBSOM.

2.1.2. Metodología

2.1.2.1. Configuración experimental y equipos

En la siguiente figura se muestra el esquema de los reactores y los accesorios utilizados en el ensayo.

- *RBSOM*: Fabricado por una empresa externa llamada Lumiplas y diseñado por el GIA, 2011. Consta de los siguientes elementos: depósito compartimentado abierto en la parte superior con una capacidad de 97 L de capacidad y con fondo plano, formado por 2 módulos de PVC translucido de 0.33x0.36 m de sección, de 41 cm de altura y 10 mm de espesor. En su interior se sumergirá la estructura de soporte para los módulos de membrana de fibra hueca.

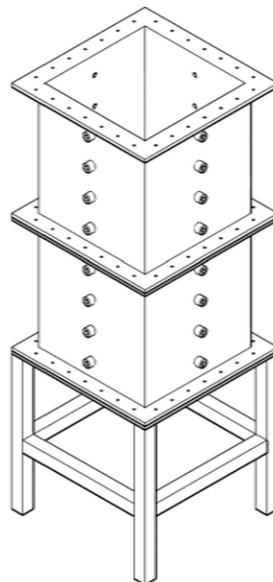


Figura 2.1. Imagen en AutoCAD del reactor.

La estructura de soporte para las membranas biopelícula está fabricada por Coyma y diseñada por GIA, 2011. Es una estructura de PVC translucido 0.98 m de

altura y de 0.28x0.3m de sección con sus caras laterales abiertas y con unos peines en las partes superiores e inferiores, de modo que los paneles de membranas quedan completamente encajados y fijados a la estructura. Además posee un conducto de 27.65 cm de largo y 2 cm de diámetro para la entrada de aire a los colectores internos de los módulos de membranas. Éste conducto dispone de unas conexiones de 0.2 cm y 0.4 cm de diámetro interno y externo, a las cuales se conecta cada módulo de membrana de 27.65 cm de largo y 2 cm de diámetro y separados entre sí 1.1 cm a lo largo del conducto, con un tubo separado de 0.4 diámetro interno y 0.6 diámetro externo para la entrada de aire. De las mismas características se sitúa en la parte inferior un conducto a la salida del aire ligeramente inclinado hacia el fondo del reactor y dotado de un pequeño depósito colector para la contención y eliminación de posibles filtraciones y condensados de agua que se pudieran introducir en el interior de las membranas y de los colectores de aire.

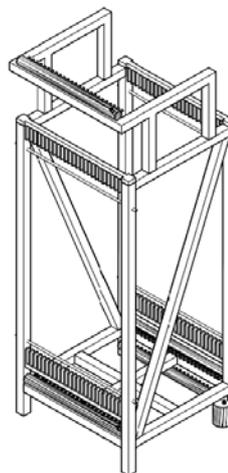


Figura 2.2. Imagen en AutoCAD del soporte para membranas.

Para impedir la flotación o hundimiento de las membranas y evitar que se puedan enredar o juntar las fibras con la biopelícula se sitúan dos varillas roscadas de 6 mm de diámetro y 33.9 cm de largo en la parte interior de los peines superiores, y otras dos varillas en la parte superior de los peines inferiores.

Los módulos de las membranas están especialmente diseñados por el GIA, 2011 de la Universidad de Cantabria para la experimentación del RBSOM híbrido en el tratamiento de agua urbana y fabricados industrialmente por la empresa Membrana GmbH compuestos por 166 membranas de fibra hueca microporosas e hidrófobas de polipropileno de 600 μm de diámetro interno y 1000 μm de diámetro

externo, una longitud de 50 cm y con un punto de burbuja de 1.36 bares. Las fibras están dispuestas en fila y pegadas a un colector de aire fabricado en PVC de 34 cm de largo y de 0.7 cm de ancho; la distancia entre fibra y fibra es de 0.5 cm. En total se colocan en la estructura de soporte 25 módulos de membranas, alcanzando una superficie de 7 m² de membrana. Dentro del GIA se dispone también de diferentes tipos de membranas densas y compuestas (mezcla entre densas y microporosas) y con distintos diámetros de poro con las cuales se pretende seguir experimentando y optimizando el proceso del RBSOM híbrido pero no se ha podido tener a tiempo para los ensayos.



Figura 2.3. Imagen en AutoCAD del módulo de membrana.

El flujo hidrodinámico del RBSOM se realiza mediante una recirculación interna desde el fondo del reactor a la parte superior del mismo realizado con una bomba externa.



Figura 2.4. Imagen del RBSOM.

- *Bomba de alimentación.* La corriente de alimentación es introducida al reactor por una bomba peristáltica.

- *Bomba de recirculación.* Se realiza mediante una bomba centrífuga la mezcla del reactor se consigue mediante una recirculación interna con un caudal de 800 L/h, teniendo así 10.7 renovaciones/hora.
- *Sonda de conductividad.* Sonda Hach HQ 30d.
- *Fluorímetro MODEL 10-AU-005-CE de Turner Designs:* este equipo se utilizará para medir la concentración de Rhodamina WT en la corriente de salida de los reactores.



- **Figura 2.5.** Foto del fluorímetro MODEL 10-AU-005-CE.

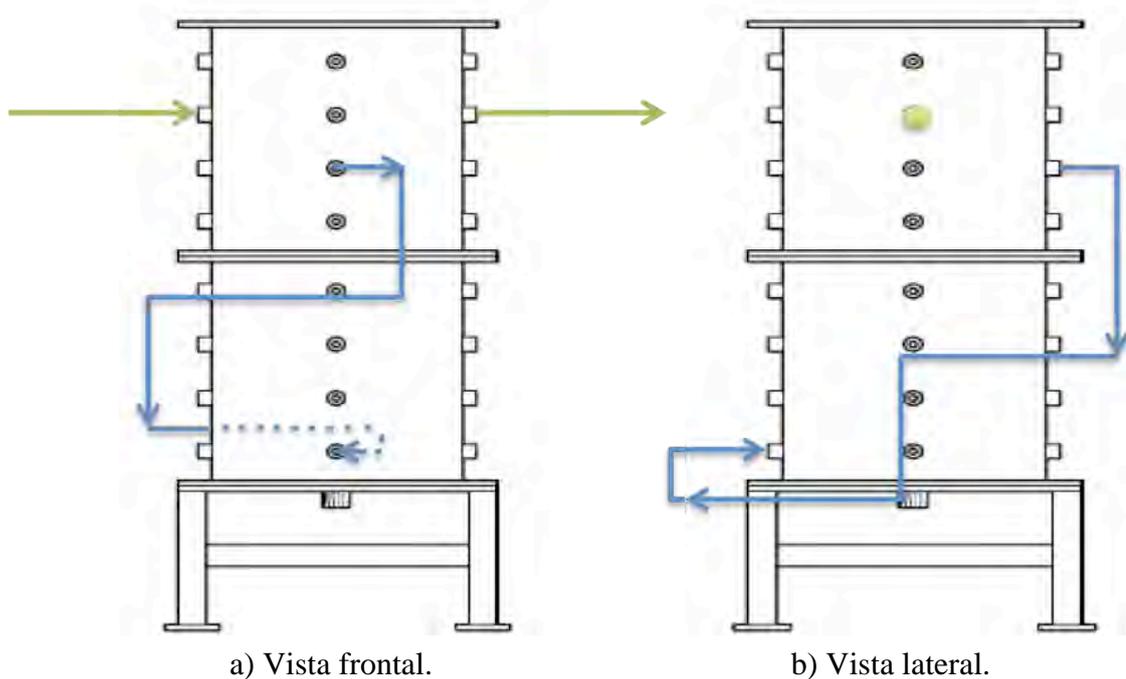


Figura 2.6. Diagrama de los flujos de entrada/salida y recirculación del reactor.

Es muy importante para entender los resultados del ensayo comprender los flujos de entrada/salida del reactor (**Figura 2.6**). La corriente de alimentación y la salida del reactor se encuentran al mismo nivel y en caras opuestas del reactor (*flechas verdes*). La corriente de recirculación tiene la salida en la parte superior del reactor hasta la parte inferior de la cara opuesta (*flechas azules*).

2.1.2.2. Procedimiento

En nuestro caso particular, para determinar el tipo de flujo que se produce dentro del reactor, se siguen las siguientes etapas [8]:

a) Selección del tipo de trazador. El trazador debe ser fácilmente soluble y detectable, bien visualmente o con ayuda de equipos. En nuestro caso se escogen dos trazadores, NaCl y Rhodamina WT (Rh), para poder realizar una comparativa más aproximativa al caso real y así poder verificar los resultados obtenidos.

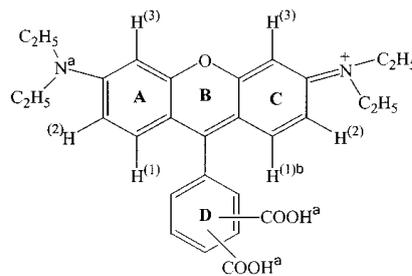


Figura 2.7. Estructura de la Rhodamina WT.

b) Cálculo de la concentración del pulso a añadir. En el caso de la Rhodamina WT se parte de una solución acuosa con una concentración de ingrediente activo del 20%, y se quiere obtener una concentración en el interior del reactor de unos 80 ppb, así la concentración de Rhodamina WT en el pulso inyectado es de 0.51 g/L. Ésta elección de concentración se realiza teniendo en cuenta la sensibilidad del fluorímetro empleado en la experimentación, y poder así trabajar en una longitud de onda que permita medir con precisión la concentración del trazador en la corriente de salida del reactor. Para el NaCl se decide que la concentración del pulso fuera de 300 g/L para así evitar interferencias en la medición con la sonda de conductividad dado que el agua de grifo que entra en el reactor tiene una conductividad propia que puede causar medidas no interpretativas en el método si la concentración de NaCl inyectada en el reactor sea demasiado baja.

c) Selección en el reactor del punto de inyección del trazador. La introducción del trazador se debe realizar en el punto más cercano posible al reactor, con el objetivo de poder lograr que se produzca una dispersión casi instantánea y evitar retrasos en

las mediciones a la salida. En el estudio, la inyección del trazador se realiza utilizando jeringuillas en la zona de entrada del agua de alimentación.

d) Selección del caudal de recirculación y caudal de alimentación. Se utilizó como caudal de alimentación 20 L/h ya que éste será el caudal que se suministrará al RBSOM híbrido una vez esté operando con agua residual real. La mezcla del reactor se consigue mediante una recirculación interna con un caudal de 800 L/h, teniendo así 10.7 renovaciones/hora.

Una vez definidos y controlados los aspectos anteriores (tipo de trazador, volumen del pulso a añadir, concentración, punto de inyección del trazador, caudal de recirculación, y alimentación) se inicia la fase experimental, un pulso de trazador se introduce instantáneamente (en la práctica, en el menor tiempo posible) en la corriente de entrada del reactor con un flujo continuo de agua de grifo. Se mide la concentración de trazador a la salida del reactor cada dos segundos empleando el fluorímetro en el caso de la Rhodamina WT; y con un intervalo de medida entre 2 segundos y 5 minutos empleando la sonda de conductividad para el caso del NaCl.

2.1.3. Resultados

Se mide la concentración de trazador a la salida del reactor en función del tiempo transcurrido desde el momento de la inyección el pulso.

Un análisis matemático permite obtener una mejor aproximación del tipo de flujo en el reactor y de la existencia de zonas estancadas o caminos preferenciales. Para esto se definen parámetros tales como función de distribución de tiempos de residencia, el tiempo de retención hidráulico medio, que corresponde a la media de la distribución de las concentraciones de salida; la amplitud de la distribución, que frecuentemente se mide por la varianza; y el número de reactores de mezcla completa que mejor se ajuste al reactor [9].

Si se representan los valores de la concentración de trazador a la salida del reactor como función del tiempo transcurrido desde el momento de introducir el pulso se obtiene una curva concentración-tiempo denominada “curva C”.

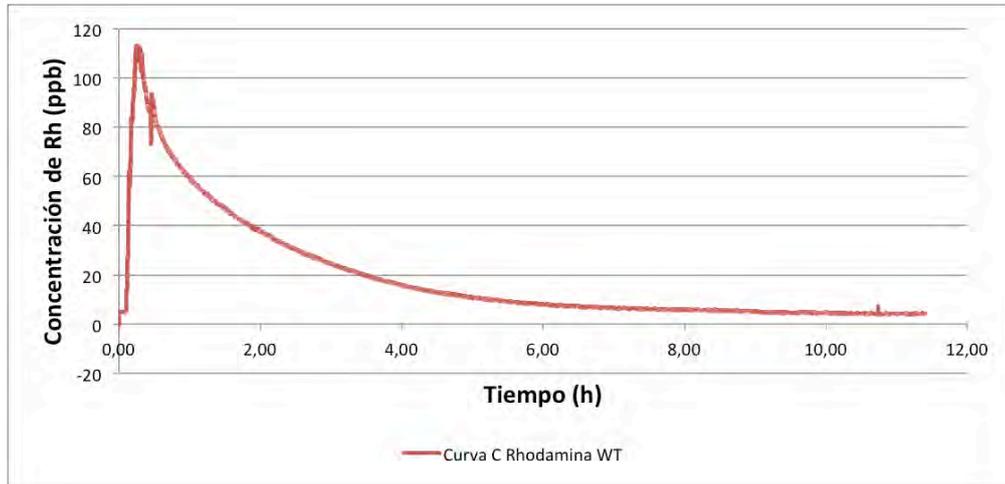


Figura 2.8. Curva concentración-tiempo para el ensayo con Rhodamina WT.

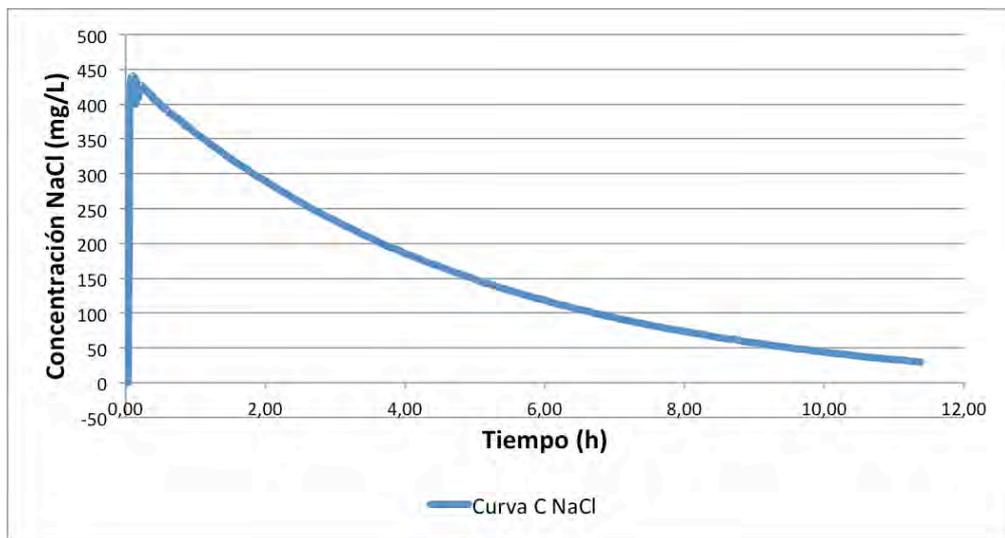


Figura 2.9. Curva concentración-tiempo para el ensayo con NaCl.

La función de distribución de tiempos de residencia, $E(t)$, se obtiene dividiendo los valores de la concentración de trazador a cada tiempo, $C(t)$, entre el área total bajo la curva C, así el valor de la curva E para un tiempo t viene dado por la **Ecuación 2.1** [10]:

$$E_{(t)} = \frac{C(t)}{\int_0^{\infty} C(t) \cdot dt} = \frac{C(t)}{M/q} \quad \text{Ecuación 2.1}$$

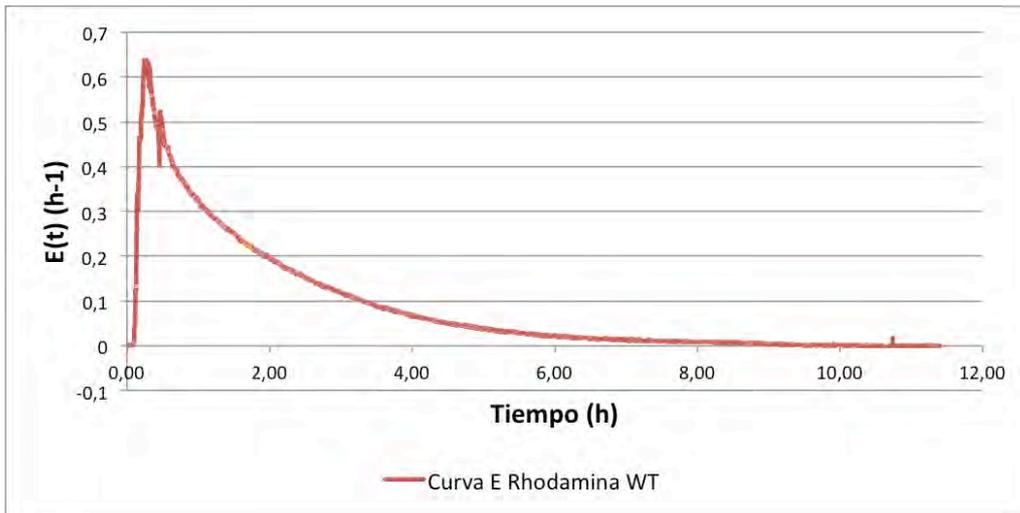


Figura 2.10. Representación de la “Curva E” para el ensayo con Rhodamina WT.

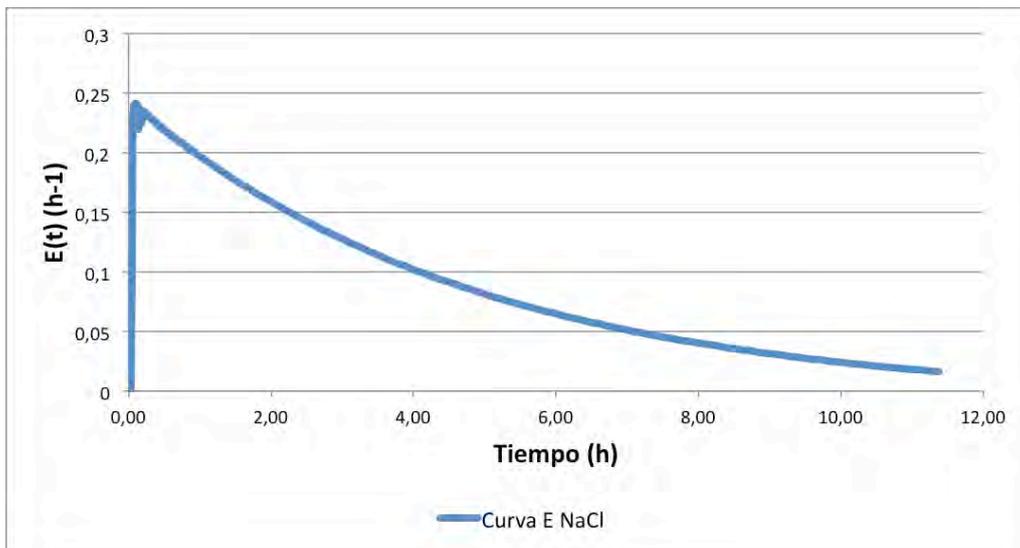


Figura 2.11. Representación de la “Curva E” para el ensayo con NaCl.

La cantidad $E(t)$ tiene dimensiones de tiempo⁻¹. Es una función con la misma forma que la curva C, pero representa una distribución normalizada; esto es, el área bajo la curva es igual a la unidad. [10]

$$\int_0^{\infty} E(t) \cdot dt = 1 \quad \text{Ecuación 2.2}$$

El valor de la curva E para un tiempo t determinado, $E(t)$, indica la fracción de material que tiene un tiempo de residencia t en el reactor.

La fracción de la corriente de salida que ha residido en el reactor un período de tiempo menor a un valor dado t será $F(t)$ y es igual al sumatorio para todos los tiempos menores de t de los productos $E(t) \cdot \Delta t$ o, expresado de forma continua [10]:

$$F(t) = \int_0^{\infty} E(t) \cdot dt \quad \text{Ecuación 2.3}$$

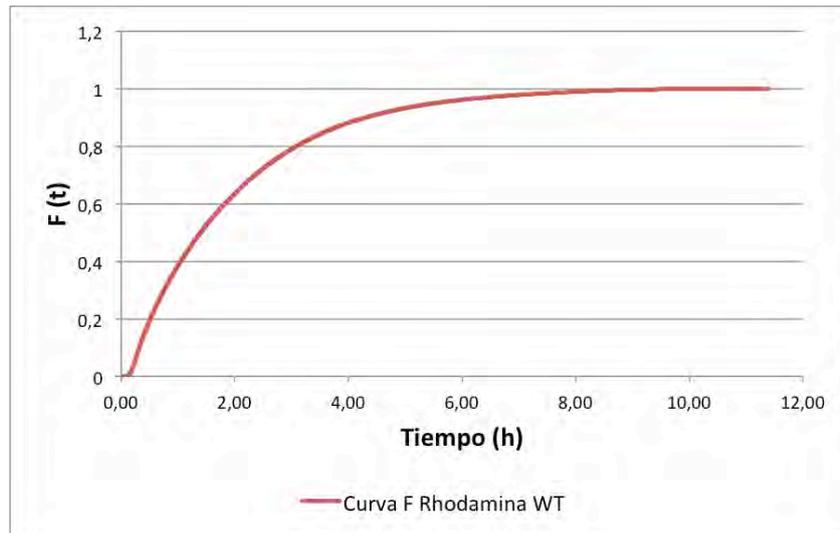


Figura 2.12. “Curva F” para el ensayo de la Rhodamina.

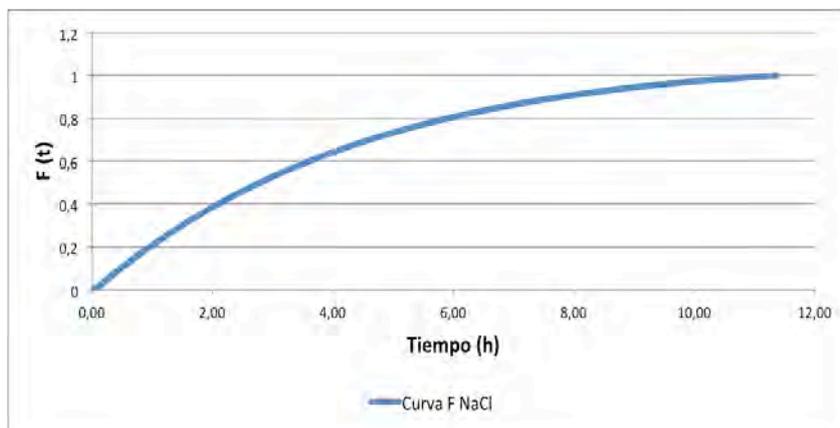


Figura 2.13. “Curva F” para el ensayo con NaCl.

La magnitud $F(t)$ es adimensional y creciente desde valor 0 hasta 1. Para un tiempo t determinado, la magnitud $F(t)$ indica la fracción de trazador que sale del reactor respecto a la de entrada.

El tiempo medio de residencia en el reactor se calcula a partir de la curva $E(t)$ [10]:

$$\bar{t} = \frac{\int_0^{\infty} t \cdot E(t) \cdot dt}{\int_0^{\infty} E(t) \cdot dt} \quad \text{Ecuación 2.4}$$

La varianza representa el cuadrado de la dispersión de la distribución conforme pasa por la salida del recipiente en unidades de tiempo². Es particularmente útil para ajustar curvas experimentales a una familia de curvas teóricas, es una indicación de la amplitud o dispersión de la distribución: a valores mayores, más amplitud. Y se calcula mediante la **Ecuación 2.5** [10]:

$$\sigma^2 = \int_0^{\infty} (t - t_m)^2 \cdot E(t) \cdot dt = \int_0^{\infty} t^2 \cdot E(t) \cdot dt - t_m^2 \quad \text{Ecuación 2.5}$$

Se llama tiempo de residencia de las moléculas o partículas individuales en el reactor al tiempo que éstas permanecen en él. Así en un reactor continuo de mezcla perfecta, las moléculas de la alimentación, al introducirse en él, se mezclan uniformemente con el material previamente existente en todo su volumen y, dado que existe un flujo continuo de salida, unas saldrán casi de inmediato mientras que otras permanecerán largo tiempo dentro. Por supuesto, la mayoría de las partículas abandonan el reactor tras un período de tiempo próximo al tiempo medio de residencia.

El reactor no ideal se modela como una batería de reactores continuos de mezcla perfecta en serie, todos del mismo tamaño. El parámetro ajustable es el número de tanques en serie, N , que han de dar una distribución de tiempos de residencia (DTR) igual a la del reactor no ideal. Así el cálculo de número de reactores de mezcla completa equivalentes, N , se puede aproximar mediante la **Ecuación 2.6** [10]:

$$N = \frac{t}{\sigma^2} \quad \text{Ecuación 2.6}$$

Cuanto menor sea el número de reactores equivalentes, mayor será la aproximación a un tipo de mezcla completa.

La **Tabla 2.1** muestra un resumen con los cálculos de la varianza, el módulo de distribución de tiempos de residencia y el número de reactores de mezcla completa equivalente.

Tabla 2.1. Resumen de cálculos.

| Trazador | \bar{t} (h) | $\Theta H_{teórico}$ (h) | σ^2 (h ²) | N |
|--------------|---------------|--------------------------|------------------------------|-----|
| Rhodamina WT | 1.93 | 3.8 | 2.986 | 1.2 |
| NaCl | 3.56 | 3.8 | 7.615 | 1.7 |

Como se puede observar con ambos trazadores se obtiene que N es próximo a 1 por lo que tienen comportamiento cercano a una situación de flujo ideal que sería la mezcla perfecta. En el caso del NaCl se aprecia además que $\bar{t} = 3.56$ es cercano al tiempo de retención hidráulico teórico, $\Theta H_{teórico} = 3.8$, esto no es así en el caso de la Rhodamina WT donde $\bar{t} < \Theta H_{teórico}$, esto puede ser debido a que parte del trazador haya sido adsorbido por las membranas, hecho que se apreció tras el ensayo dado que se encontraban ligeramente coloreadas, también se han encontrado indicios de que la Rhodamina WT, puede reaccionar con el cloro presente en aguas potables, haciéndola desaparecer (Deaner, 1973).

En función de una escala de tiempos adimensionales, tomados como $\theta = t/\bar{t}$, se define la función adimensional $E(\theta)$ según la **Ecuación 2.7** [10]:

$$E(\theta) = \bar{t} \cdot E(t) \quad \text{Ecuación 2.7}$$

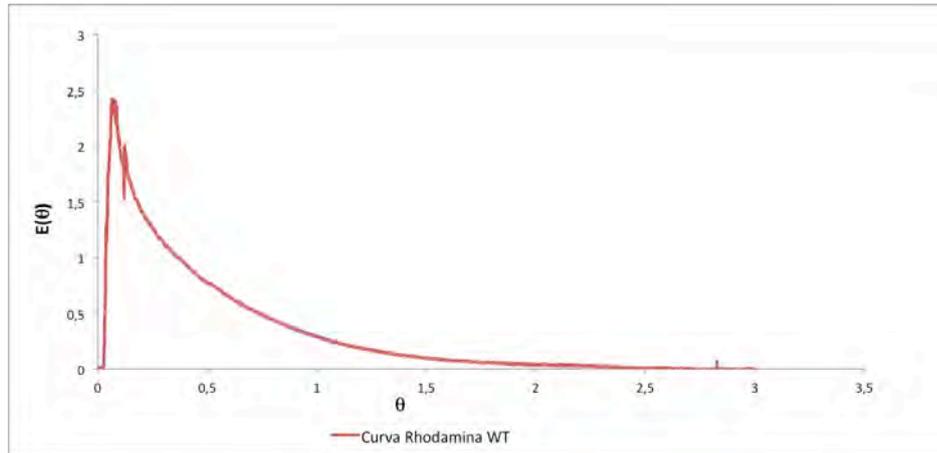


Figura 2.14. Ensayo de flujo con Rhodamina WT.

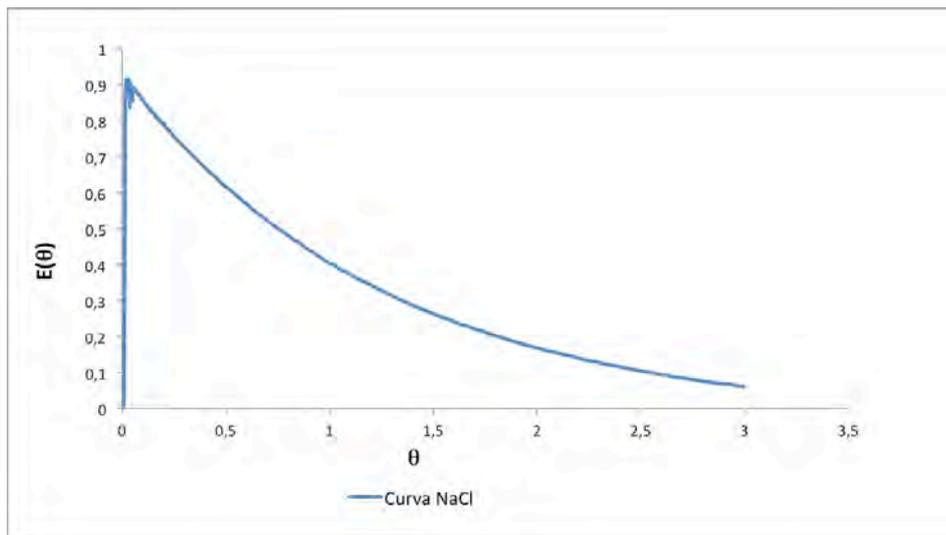


Figura 2.15. Ensayo de flujo con NaCl.

Empleando esta función, se puede comparar directamente el tipo de flujo en reactores con tamaños diferentes.

A continuación se compara cada “Curva $E(\theta)$ ” de los trazadores empleados con la curva correspondiente al comportamiento ideal.

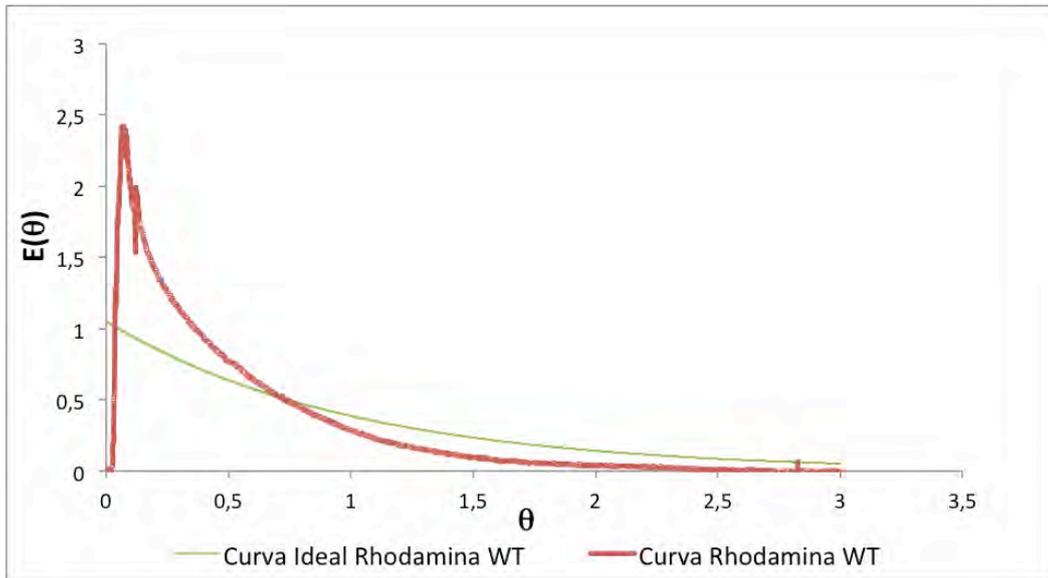


Figura 2.16. Comparación de la “Curva $E(\theta)$ ” del ensayo se la Rhodamina con la curva de comportamiento ideal.

Al comparar la Rhodamina (**Figura 2.16**) se observa un pico >1 que indica que en un primer momento sale una gran parte de la concentración de la Rhodamina WT inyectada, esto es debido a que existen flujos preferenciales y por lo tanto zonas muertas. Además, se aprecia que el área bajo la curva del caso ideal es inferior que el área que queda sobre ella por lo que denota una mala recuperación del trazador. Realizándose los cálculos se demuestra esta hipótesis dado que se obtiene una recuperación del trazador de un 65.686 %.

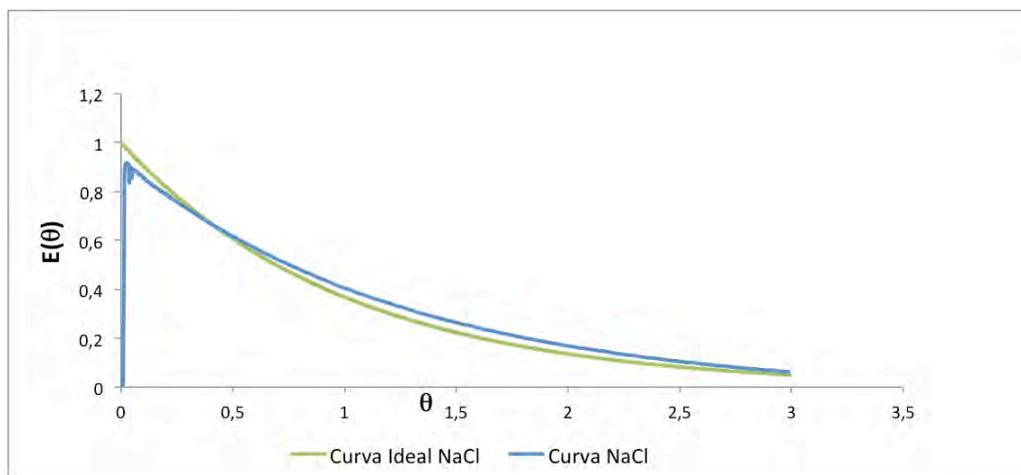


Figura 2.17. Comparación de la “Curva $E(\theta)$ ” del ensayo con la sal con la curva de comportamiento ideal.

En el ensayo con el NaCl (**Figura 2.17**) no se aprecian ni los flujos preferenciales, ni que el área bajo la curva sea menor o mayor que el área sobre la misma. La recuperación de trazador en este caso es del 99.154 %. Existe un leve retardo en la medición del trazador a la salida del reactor, sin embargo se ajusta más a la idealidad que con el ensayo de la Rhodamina WT.

La siguiente **Figura 2.24** resume el comportamiento del reactor para cada ensayo realizado.

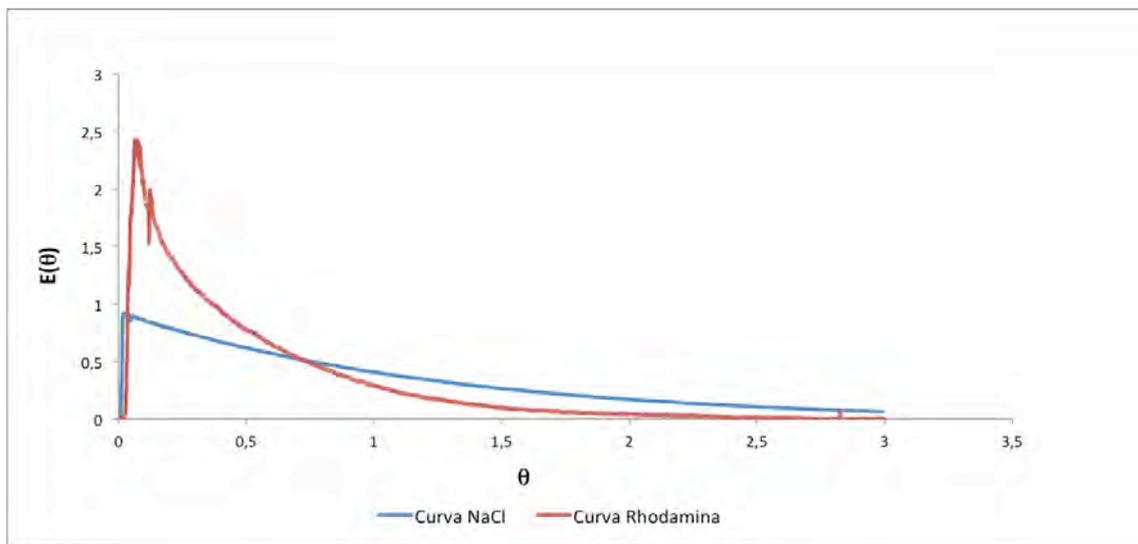


Figura 2.18. Resumen gráfico del comportamiento del RBSOM en los ensayos de flujo para diferentes trazadores y comparación con el comportamiento ideal.

De la comparación de ambos casos, llama la atención que sea el NaCl el que tenga un comportamiento más cercano a la idealidad ya que, la Rhodamina WT, es un trazador específico recomendado que se utiliza para este tipo de ensayos. Sin embargo, el problema que surge es que se elimina del reactor demasiado rápido en los momentos iniciales del ensayo. En el caso del NaCl no ocurre esta situación, esto podría ser debido a la mayor cantidad del pulso salino comparándolo con el pulso de Rhodamina WT cuya densidad es de 1.15 g/mL muy similar a la del agua, y por tanto no siendo arrastrado tan fácilmente por la corriente de entrada hacia la de salida del reactor, y siendo inexistente en este caso el camino preferencial observado con el pulso de Rhodamina WT. Esto queda también corroborado por el leve retardo que existe en la sonda de conductividad a la hora de medir este trazador. Lo que en un principio se veía

como un problema para el NaCl, en realidad permite que se mezcle completamente en el interior del reactor dado que se contrarresta la fuerza ejercida por el peso del trazador y la fuerza debido a las corrientes de salida y de recirculación en el interior del reactor.

Se debe escoger cual de los dos trazadores empleados refleja de manera más representativa el comportamiento del flujo hidrodinámico en el reactor. En el caso del RBSOM híbrido, se considera que el ensayo NaCl es el más cercano al comportamiento real, dado que el agua empleada en su utilización será un agua residual con sólidos en suspensión (SS) que debido a su densidad se aproximan más a este trazador. También se piensa que los materiales disueltos en el agua se escaparán tan rápidamente como la Rhodamina.

2.1.4. Conclusiones.

- Se puede asumir que el RBSOM tiene un comportamiento de flujo correspondiente a mezcla perfecta.
- No existe recuperación de toda la Rhodamina WT en su correspondiente ensayo, ya que se observaron leves tinciones en las membranas tras la experiencia y es posible que parte de la Rhodamina WT reaccionase con el cloro presente en el agua.
- El NaCl que en un principio es el trazador no específico demuestra un comportamiento más cercano a la idealidad, además se aproxima más al comportamiento que podría tener un agua residual con sólidos en suspensión.
- Se deben realizar ensayos con ambos trazadores cambiando la recirculación del reactor para poder concluir cual sería la mejor configuración y así evitar los flujos preferenciales y consiguiente las zonas muertas.

2.2. Ensayos de oxigenación.

2.2.1. Introducción

En un ensayo aerobio la capacidad de depuración queda determinada por la capacidad de oxigenación del sistema de aireación, por ello es de suma importancia determinarla.

Los ensayos de transferencia física de oxígeno en un reactor permiten conocer su capacidad de oxigenación, dando una medida del oxígeno que va a estar disponible para ser utilizado por la biomasa en la oxidación de la materia orgánica, razón por la cual es necesaria la determinación del coeficiente global de transferencia estándar de oxígeno K_{La} [8].

El estudio de la transferencia de oxígeno en el reactor se realizó para varias configuraciones del mismo:

- *Sin membranas y sin tapa:* con este ensayo se pretende poder conocer si la difusión del oxígeno a través de la lámina superficial del líquido puede ser significativa. Se mantendrá la recirculación de trabajo establecida pero no se oxigenará con la línea de aire comprimido.

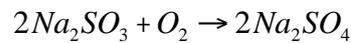
- *Sin membranas y con tapa:* se adapta un plástico no permeable a gases para que funciones como tapa y el sistema sea lo más hermético posible, y así poder impedir la transferencia de oxígeno atmosférico al seno del líquido. Se estudiará en este caso la oxigenación del sistema que se pueda dar debido al efecto de la recirculación o posibles transferencias asociadas al propio reactor. De nuevo, no se oxigenará con la línea de aire comprimido.

- *Con un panel de membranas y con tapa:* Se mide la capacidad de oxigenación del sistema con un panel de membranas (formado por 166 fibras), por el cual se hace circular una corriente de aire que se suministra mediante un compresor. Este ensayo se repite para ver si el sulfito de sodio puede haberse precipitado y obstruido los poros de la membrana.

- *Con un panel de membranas y con tapa variando el caudal de entrada del aire:* En este ensayo se busca obtener la caracterización física de las membranas. Conociendo

la presión de burbujeo experimental de la membrana limpia (1 kPa) , se dejarán fijas las presiones de entrada y de salida de las membranas y se varían los caudales de entrada de aire comprimido entre 0.04 y 0.1 L/min. Se toman datos de la concentración de oxígeno disuelto en agua y del porcentaje de oxígeno en aire a la salida de las membranas en función del tiempo.

Los ensayos para el cálculo de la capacidad física de oxigenación del sistema, se realizan empleando el método estandarizado para la medida de transferencia de oxígeno en el agua [12]. Este método no estacionario se basa en la desoxigenación del agua a través de la aplicación de sulfito de sodio seguido de una re-oxigenación donde se evalúa la cinética de transferencia de oxígeno desde el gas al seno del líquido, hasta que alcanza un valor muy cercano a la saturación.



Cuando el oxígeno disuelto, OD, llega a cero, se mide el tiempo que tarda en oxigenarse el seno del líquido ya sea de forma natural o por medio del sistema de aireación presurizada a través de las membranas.

Las concentraciones de oxígeno disuelto en el agua se miden en continuo durante la re-oxigenación, a través de una sonda de OD se recogen los datos de manera regulada para que se realicen las mediciones en los intervalos de tiempo predeterminados.

En el ensayo se utiliza agua destilada para evitar posibles atascamientos de los poros de las membranas debido a la formación de precipitados de $CaSO_4$ (Gómez, 1997) [8], producto de la reacción del calcio procedente de la dureza del agua y el sulfito agregado en el ensayo.

2.2.2. Metodología

2.2.2.1. Configuración experimental y equipos

- *Reactor de laboratorio:*

Está fabricado por la empresa externa Coyma y diseñado por el GIA, 2011. Está construido en metacrilato con un grosor de 0.5 cm del material y una anchura de 10x41 cm y una altura de 91 cm, se sostiene sobre una base también de metacrilato de 35x41 cm y una altura de 1 cm. A los laterales en la parte superior tiene 4 conductos de salida/entrada a cada lado separados unos de otros 4 cm de longitud y separados unos de otros y con respecto a la parte superior del reactor 5 cm, y con un diámetro interno y externo de 1.2 y 1.6 cm respectivamente. De la misma forma existen 3 conductos de salida/entrada en la parte inferior y a cada lado.

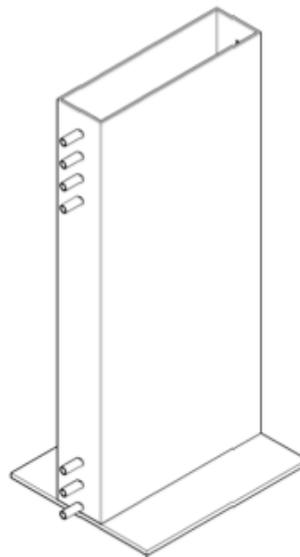


Figura 2.19. Imagen en AutoCAD del reactor de laboratorio

- *Módulo de membranas:*

El módulo de membranas está especialmente diseñado por el GIA, 2011 de la Universidad de Cantabria para la experimentación del RBSOM híbrido y fabricados industrialmente por la empresa Coyma. Cada panel de membranas está compuesto por 166 membranas de fibra hueca microporosas e hidrófobas de polipropileno de 600 μm de diámetro interno y 1000 μm de diámetro externo, una longitud de 50 cm y con un punto de burbuja de 1.36 bares. La fibras están dispuestas en fila y

pegadas a un colector de aire fabricado en PVC de 34 cm de largo y de 0.7 cm de ancho; la distancia entre fibra y fibra es de 0.5 cm.

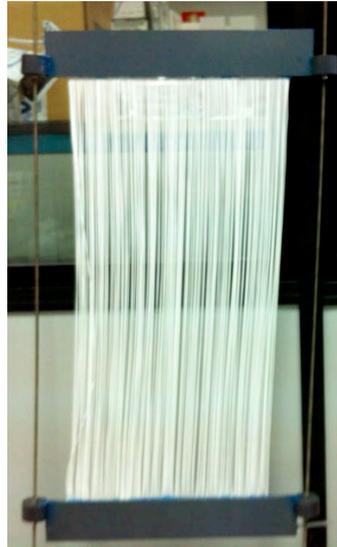


Figura 2.20. Imagen del módulo de membranas.

- *Sonda de oxígeno disuelto en agua.* Sonda Hach HQ 30d.
- *Sonda de oxígeno en aire.* Sonda Mettler Toledo M400
- *Bomba de recirculación.* Se emplea una bomba centrífuga para la mezcla del reactor mediante una recirculación interna con un caudal de 800 L/h, teniendo así 10.7 renovaciones/hora.
- *Compresor de aire.* . La oxigenación del reactor durante este ensayo se lleva a cabo con aire atmosférico.
- *Reactivos:* Na_2SO_3 y CoCl_2 .
- *Tubos de silicona.*
- *Cuadro neumático.* Compuesto por dos caudalímetros de gases (de 0 a 1 L/min) y dos presómetros (de -100 a 100 kPa) para poder conocer las características del flujo de entrada y de salida del gas.
- *Cuadro eléctrico.*



Figura 2.21. Imagen del reactor de laboratorio con el módulo de membranas sumergido y la sonda de oxígeno disuelto.

2.2.2.2. *Procedimiento.*

El ensayo de oxigenación para la determinación del K_La consta de dos etapas fundamentales. En la primera, el agua destilada es sometida a un proceso de desoxigenación por la adición de sulfito de sodio y cloruro de cobalto como catalizador (1.5 mg/L de CoCl_2) hasta llegar a una concentración de oxígeno disuelto igual a cero o valores próximos. Para eliminar 1 kg de oxígeno disuelto es necesario 8 kg de Na_2SO_3 más un porcentaje en exceso [13]. La segunda etapa, que es la que nos interesa para el cálculo del K_La comienza con la re-oxigenación del reactor, hasta llegar a concentraciones de oxígeno disuelto próximas a la saturación .

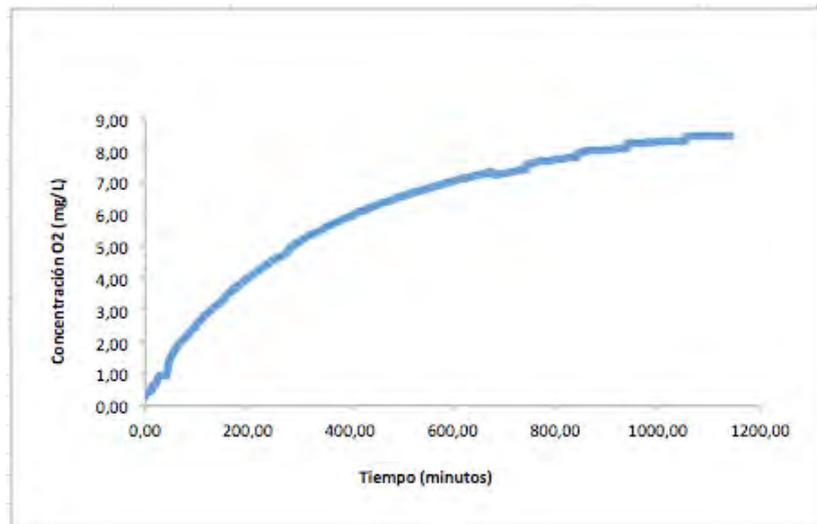


Figura 2.22. Curva característica de los ensayos de oxigenación.

Como ya se ha citado anteriormente se realizaron varios ensayos cambiando las características del reactor (con tapa o sin tapa) y modificando las condiciones de oxigenación (atmosférica o por membranas), y en el caso de oxigenación por membranas variando el caudal de paso del aire.

En función de la disolución del oxígeno del aire en el agua, la concentración del oxígeno disuelto aumenta de acuerdo con [13]:

$$C_t = C_s - (C_s - C_0) \cdot \exp(-k_L a \cdot t) \quad \text{Ecuación 2.8}$$

donde:

C_t = Concentración del OD en el tiempo t

C_s = Concentración de OD en saturación

C_0 = Concentración de OD inicial

t = tiempo

Así $K_L a$ puede ser obtenida por la relación entre C_t y t .

Los valores obtenidos a través de las concentraciones medidas durante la re-oxigenación son ajustados mediante un modelo de mínimos cuadrados linealizando la ecuación por medio de logaritmos neperianos, **Ecuación 2.9**:

$$\ln\left(\frac{C_s - C_t}{C_s - C_0}\right) = K_L a_T \cdot t \quad \text{Ecuación 2.9}$$

Además para efectos de la aplicación de la **Ecuación 2.8** en el ajuste de las curvas de los datos obtenidos, se considera utilizar un programa de representación lineal, el CurveExpert® [7]:

$$y = a - (a - b) \cdot \exp(-c \cdot x) \quad \text{Ecuación 2.10}$$

donde :

- a: C_s
- b: C
- c: $K_L a$

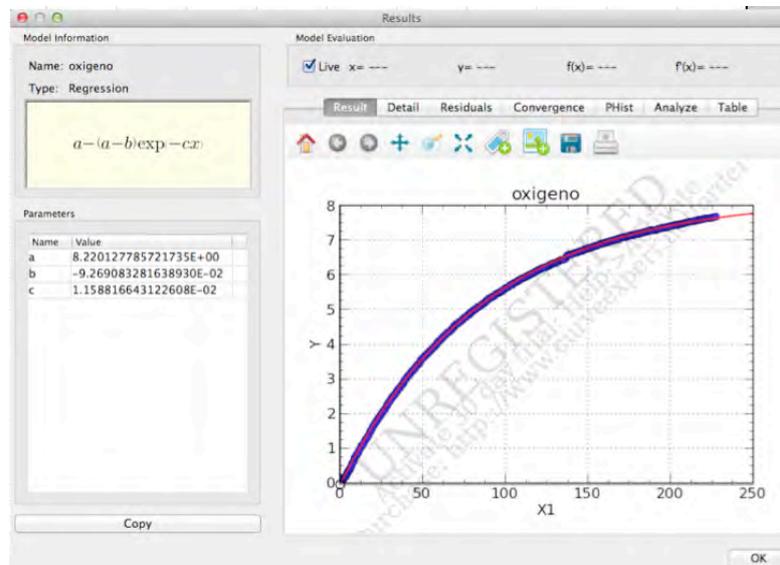


Figura 2.23. Captura de pantalla del programa CurveExpert®.

Los ensayos de oxigenación tienen como propósito evaluar en un primer lugar el efecto de la oxigenación superficial, observando la transferencia de oxígeno que puede darse debido a la difusión hacia el agua del oxígeno que se encuentra en el aire y poder así considerar si ese efecto es relevante o no. Además, se coloca una tapa de plástico para minimizar las transferencias de oxígeno superficiales, evaluando así su efectividad. En segundo lugar se pretende determinar la capacidad física de oxigenación de las membranas con diferentes caudales de aire.

2.2.3. Resultados

2.2.3.1. Ensayo con tapa y sin tapa.

En este primer estudio se puede comprobar por la comparativa entre las representaciones gráficas del OD vs. tiempo (**Figura 2.24**) que la pendiente de la recta cuando se realiza el ensayo sin tapa es superior, de esto se puede concluir que la velocidad de oxigenación disminuye cuando se coloca la tapa de plástico en el reactor por lo que se reduce la transferencia del oxígeno atmosférico al seno del líquido.

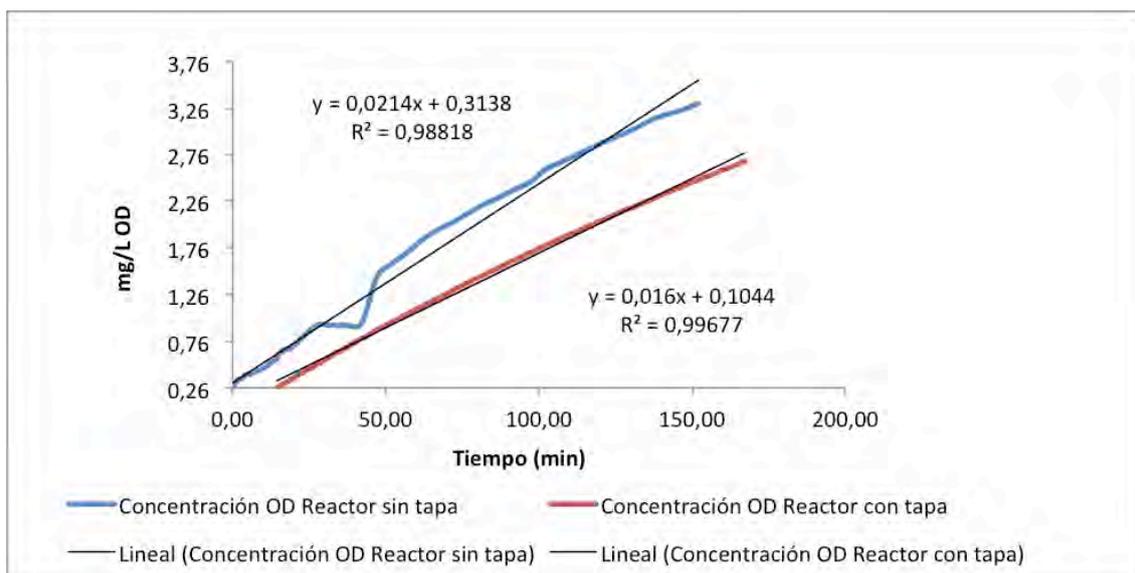


Figura 2.24. Comparativa de ensayos de oxigenación en el reactor Con tapa y Sin tapa.

Tratando los datos por medio de la **Ecuación 2.9** se obtienen sus respectivas K_{La} .

Tabla 2.2. Valores de K_{La} con tapa y sin tapa.

| | Excel (min^{-1}) | CurveExpert® (min^{-1}) | K_{La} (d^{-1}) |
|----------|-----------------------------|------------------------------------|------------------------------|
| Sin tapa | 0.00272 | 0.00276 | 4.000 |
| Con tapa | 0.00227 | 0.00231 | 3.085 |

2.2.3.2. *Ensayos de oxigenación con aireación por membranas.*

En el siguiente ensayo se calcula la capacidad máxima de oxigenación de las membranas pero además de utilizar el método matemático anterior basado en la **Ecuación 2.9**, se determina el flujo de oxígeno (J_{O_2}) por medio de la diferencia de concentraciones de oxígeno a la entrada y a la salida de las membranas (C_{mem}) y la concentración de oxígeno disuelto en el seno del líquido (C_{bulk}) [14]:

$$J_{O_2} = K \cdot A \cdot \Delta C \approx K \cdot A \cdot (C_{sat} - C_{bulk}) \quad \text{Ecuación 2.11}$$

Dado que los ensayos de oxigenación convencionales suponen una concentración de oxígeno atmosférico constante, se deciden comprobar las capacidades de oxigenación teniendo en cuenta el perfil de concentración de oxígeno en el interior de la membrana ya que la concentración de éste va variando a lo largo de la fibra, siendo mayor en el punto de entrada y menor en el de salida. Teniendo en cuenta las concentraciones de oxígeno en el interior de las membranas, se calcula el flujo de oxígeno aportado correspondiente a cada intervalo.

Para el cálculo del flujo de oxígeno aportado es necesario conocer la C_{sat} del gas en el seno del líquido. Ésta depende del tipo de gas y de la presión parcial del gas adyacente al líquido. La relación entre la presión parcial del gas de la atmósfera por encima del líquido y la concentración del gas contenido en el mismo, viene determinada por la Ley de Henry [15]:

$$P = H \cdot x \quad \text{Ecuación 2.12}$$

Donde:

- P: presión parcial del gas, atm.
- H: Constante de la Ley de Henry
- x: fracción molar de equilibrio del gas

La constante de la Ley de Henry depende del tipo de gas, de su temperatura, y de sus constituyentes, se toma como valor en nuestro caso $4.01 \cdot 10^4$ para relación atm/mol

[16] valor que corresponde al O_2 a 20 °C. De esta forma el OD_{mem} vendrá dado por la

Ecuación 2.13:

$$C_{sat} = \frac{\left(\frac{P_{ent} + P_{sal}}{2}\right)}{H} \cdot PM_{O_2} \cdot 55.6 \cdot 1000 \left(\frac{g}{m^3}\right) \quad \text{Ecuación 2.13}$$

donde: P_{ent} y P_{sal} : presión de entrada y de salida de las membranas, atm.

55.6: moles que contienen un litro de agua, gmol/L.

1000: es la relación entre mg/L y g/m^3 .

PM_{O_2} : peso molecular del O_2 , 32 g/mol.

Para conocer la capacidad de oxigenación máxima ($C.O._{max}$) en nuestro reactor, se utiliza la siguiente ecuación [8]:

$$C.O. (gO_2 / m \cdot d) = \frac{K_L a \cdot C_{sat} \cdot V}{A \cdot 1000} \quad \text{Ecuación 2.14}$$

donde, V = Volumen del reactor.

Los ensayos se realizaron con dos caudales de aire diferentes 0.04 y 0.1 L/min. Se volvió a desoxigenar el agua con el hiposulfito de sodio del mismo modo que para los casos anteriores y tratándose los datos se obtuvieron los siguientes resultados.

En la **Figura 2.25** se representa el O_2 transferido al agua desde las membranas para ambos caudales. Además de demostrarse que a mayor caudal existe una mayor transferencia de oxígeno, se observa en ambos casos un mismo comportamiento, en los primeros minutos del ensayo existe una pequeña “depresión” antes de existir el pico máximo de transferencia de O_2 . Esto es debido a que, cuando se comenzaba el ensayo, las membranas tenían aire en el interior estancado. Cuando se comenzaba a suministrar caudal, ese volumen se veía arrastrado provocando que en la sonda de oxígeno en aire se produzca un leve retardo en la medición.



Figura 2.25. Comparación de los gramos de oxígeno transferidos del aire que pasa a través de la membrana al seno del líquido para los diferentes caudales.

Además, hay que tener en cuenta el efecto de la capa límite del agua que se encuentra representado en la **Figura 2.26**.

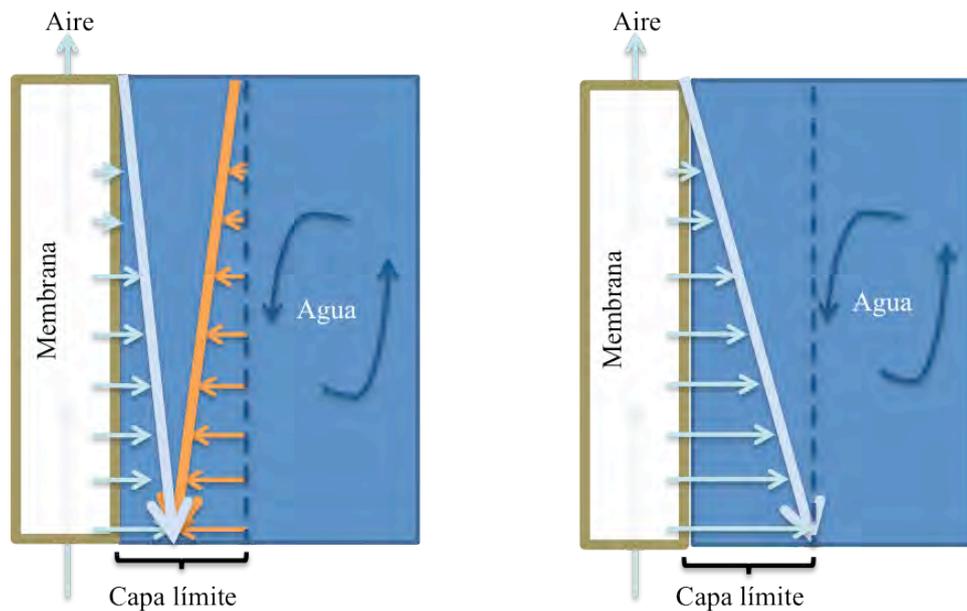


Figura 2.26. Representación de la capa límite del agua .

En un primer momento existe una resistencia debida a la capa límite que impide que el hiposulfito (naranja) llegue a la superficie de la membrana. Cuando el oxígeno (azul claro) y el hiposulfito se ponen en contacto se produce el gradiente máximo. Cuando el hiposulfito se consume por completo, la aportación de O₂ comienza a disminuir debido a que el gradiente de concentraciones cada vez es más pequeño al oxigenarse el líquido.

Realizando el análisis matemático (**Ecuación 2.9 y 2.10**) se tienen los siguientes resultados reflejados en la **Tabla 2.3**.

Tabla 2.3. Valores de $K_L a$ obtenidos por el método de mínimos cuadrados.

| Caudal (L/min) | Excel (min^{-1}) | CurveExpert® (min^{-1}) | $K_L a_T$ (d^{-1}) |
|----------------|-----------------------------|------------------------------------|-------------------------------|
| 0.04 | 0.0118 | 0.0112 | 16.128 |
| 0.1 | 0.0114 | 0.0116 | 16.790 |

De esta forma se calcula que la capacidad de oxigenación máxima de las membranas con un caudal de paso de oxígeno a través de las membranas de 0.04 y 0.1 L/min por medio de la **Ecuación 2.14** es 16.035 y 15.735 $\text{g}/\text{m}^2 \cdot \text{d}$ respectivamente.

A continuación se realizan los cálculos de la capacidad de oxigenación teniendo en cuenta la presión parcial del oxígeno en cada instante. Utilizando la **Ecuación 2.11 y 2.13** se calcula el flujo de oxígeno máximo transferido al seno del líquido en ambos ensayos que equivale a la máxima capacidad de oxigenación del sistema.

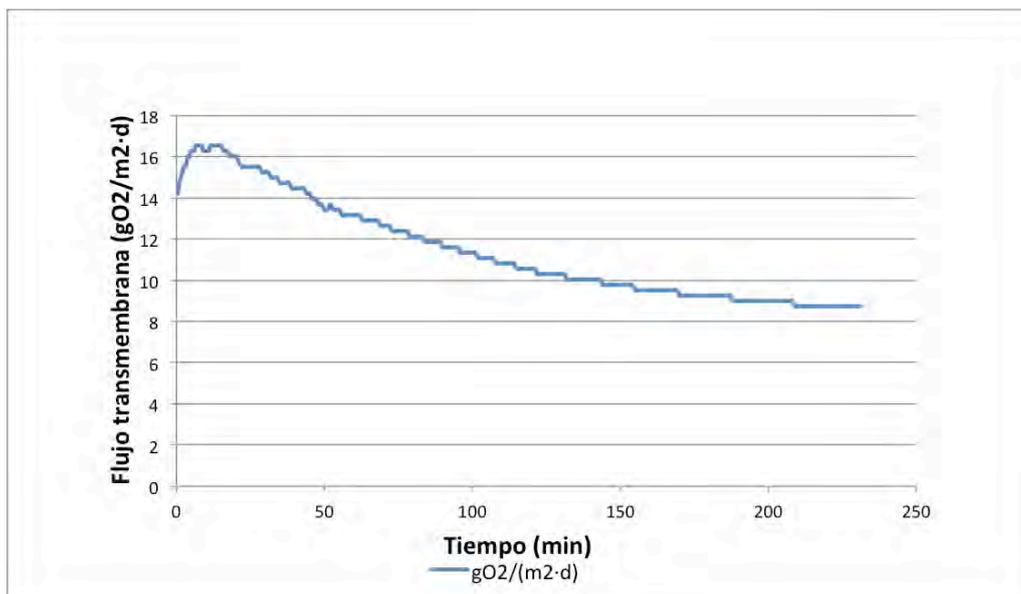


Figura 2.27. Flujo de O_2 a través de la membrana vs. tiempo para $Q = 0.04$ L/min.

Para el caso del caudal 0.04 L/min al representar los datos (**Figura 2.27**) se aprecia un máximo valor de flujo de oxígeno a través de las membranas con un valor de $16.542 \text{ gO}_2/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

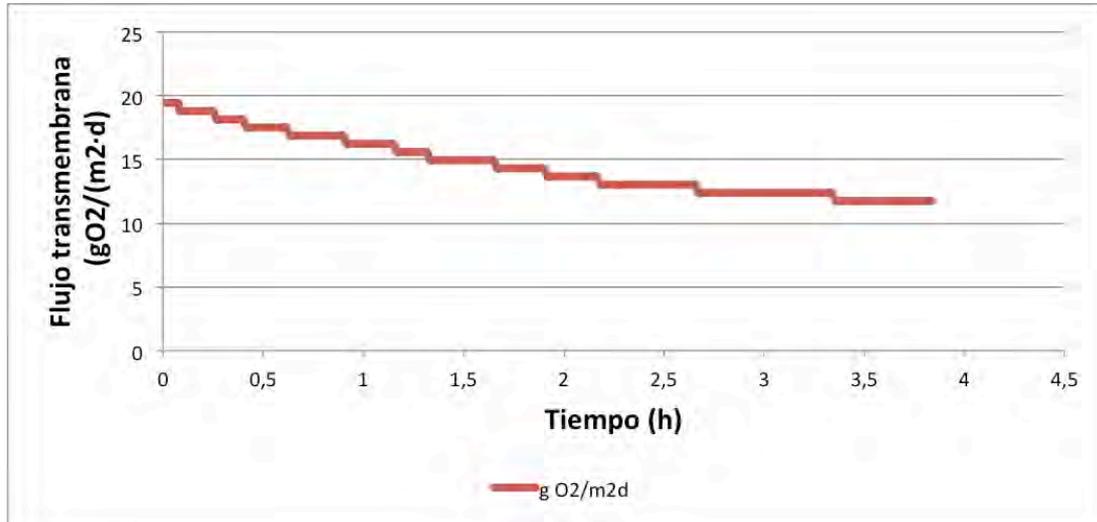


Figura 2.28. Flujo de O_2 a través de la membrana vs. tiempo para $Q = 0.1 \text{ L/min}$.

Para el caso del caudal 0.1 L/min (**Figura 2.28**) no se aprecia ese valor máximo sino que nos encontramos una curva ya decreciente, lo que indica que el flujo va disminuyendo con el tiempo. Esto es debido a que el mayor gradiente de concentración del oxígeno se ha dado cuando aún se estaba consumiendo hiposulfito del ensayo y antes de que la sonda de oxígeno disuelto en agua pudiera apreciar un aumento del gas en el líquido. En este caso el flujo máximo de oxígeno a través de la membrana toma un valor de $19.439 \text{ gO}_2/\text{m}^2\cdot\text{d}$.

Tabla 2.4. Resumen de los valores obtenidos por ambos métodos para los distintos caudales de oxigenación.

| Caudal (L/min) | Capacidad de oxigenación máxima ($\text{g O}_2/\text{m}^2\cdot\text{d}$) | Flujo máximo de O_2 ($\text{g O}_2/\text{m}^2\cdot\text{d}$) |
|----------------|--|---|
| 0.04 | 16.035 | 16.542 |
| 0.1 | 15.735 | 19.439 |

Como se puede observar en la **Tabla 2.4** los valores obtenidos para el caso del caudal menor son más próximos que para el caso del caudal mayor. Este hecho da pie a considerar el escape de oxígeno por parte del sistema de membranas dado que al tener

en cuenta las concentraciones de oxígeno a la entrada y a la salida de las membranas se han podido obtener datos más exactos de la oxigenación del líquido. Aunque para estos ensayos la diferencia se pueda considerar menospreciable, hay que tener en cuenta que la escala de trabajo es pequeña, y en el caso de que este reactor se llevara a escala de tratamiento más grande o se utilizaran otro tipo de membranas, sí que podría haber una diferencia significativa y un error importante en los cálculos de la capacidad de oxigenación, al no tener en cuenta la variación de las concentraciones de oxígeno en el interior de las membranas.

Se comparan las capacidades de oxigenación de los tres ensayos. Para ello hay que tener en cuenta que los $K_L a$ de cada experimento corresponden a una aireación (superficial o con membranas) y a una temperatura diferentes. Para poder confrontar las capacidades de oxigenación se debe convertir el $K_L a$ a la temperatura estándar de 20 °C con la siguiente ecuación [13]:

$$K_L a_{20} = K_L a_T \cdot 1.024^{(20-T)} \quad \text{Ecuación 2.15}$$

Así en la **Tabla 2.5** se muestran las capacidades de oxigenación estandarizadas máximas para cada ensayo:

Tabla 2.5. Comparativa de las capacidades de oxigenación máximas de los ensayos.

| | Con tapa | Sin tapa | Con membranas (Q = 0.04 L/min) | Con membranas (Q = 0.1 L/min) |
|---|----------|----------|-----------------------------------|----------------------------------|
| $K_L a_{20} \text{ (d}^{-1}\text{)}$ | 3.085 | 4.000 | 16.057 | 14.732 |
| C.O. a T = 20 °C (g O₂/m²·d) | 3.248 | 4.130 | 15.312 | 15.304 |

Se corrobora que cuando se realiza el ensayo sin tapa la velocidad de oxigenación es mayor que con tapa por lo que existe una resistencia a la transmisión atmosférica gracias al plástico empleado a modo de tapa. Los resultados obtenidos con las experiencias sin aireación por membrana son de esperar y lo que se busca con ellos es poder comparar si esa transmisión superficial es significativa en comparación con la aireación que puedan aportar las membranas. El coeficiente de oxigenación por

membranas es cuatro veces superior que el que se obtiene sin aireación por lo que se concluye que en un principio la difusión de aire atmosférico no es significativa. Sin embargo, de forma contraria a lo que se creía, la capacidad de oxigenación de las membranas no aumenta con el caudal, esto puede ser debido a que exista un problema de oclusión de poros dado que, tras realizar el ensayo, no se cambiaba el agua destilada del interior del reactor. Después de realizarse las experimentaciones, se apreció un ligero color amarillento en el líquido, esto puede ser indicador de algún tipo de precipitado que ocurre debido a la reacción química del hiposulfito y que podría depositarse en las membranas impidiendo que pase el oxígeno. En primer lugar se realizó el ensayo con el caudal menor, por lo que la membrana estaría más limpia y permitiría un mejor paso del gas al agua.

Por último, se decide comparar el oxígeno transferido por las membranas con el oxígeno disuelto en el agua para el mismo tiempo t con ambos caudales para poder confirmar que los resultados obtenidos son correctos y, explicar así el porqué obteniéndose la capacidad de oxigenación por balance de masas de oxígeno, se da un valor notablemente superior en el caso del caudal 0.1 L/min. Representando los datos se obtiene la **Figura 2.29** para el caudal de 0.1 L/min.

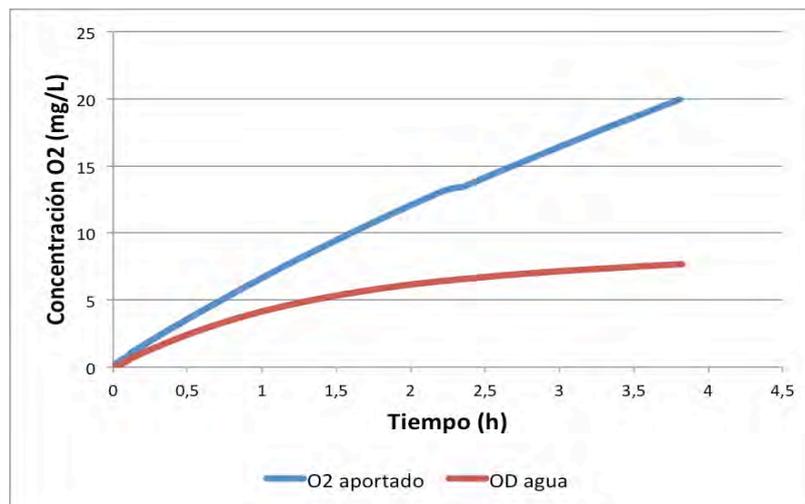


Figura 2.29. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado por las membranas para un tiempo t para $Q_{O_2} = 0.1\text{L/min}$.

Se observa que el oxígeno aportado, que se ha calculado realizando el correspondiente balance de masas, teniendo en cuenta la entrada y salida del caudal de aire, y la concentración de O_2 en el interior de las membranas es mayor a la

concentración alcanzada en el seno del líquido. En un primer momento se considera que esa diferencia puede ser debida a la existencia de un retardo en la medición del oxígeno en aire que se encuentra a la salida de las membranas. Esta situación se detecta visualmente para el caso de caudal 0.04 L/min, cuando el OD en el agua comienza a aumentar los valores en la sonda de oxígeno en aire disminuyen, hecho que no puede ser dado que al disminuir el gradiente de concentraciones la tendencia sería a aumentar. Se calcula ese tiempo teniendo en cuenta el caudal de aire de entrada y el volumen del recorrido que realiza el mismo por el circuito de membranas, estos valores serán de 3 y 8 min para los caudales de 0.1 y 0.04 L/min respectivamente. Se representa de nuevo la gráfica anterior ($Q = 0.1$ L/min) en la **Figura 2.30**, teniendo en cuenta el retardo de medición.

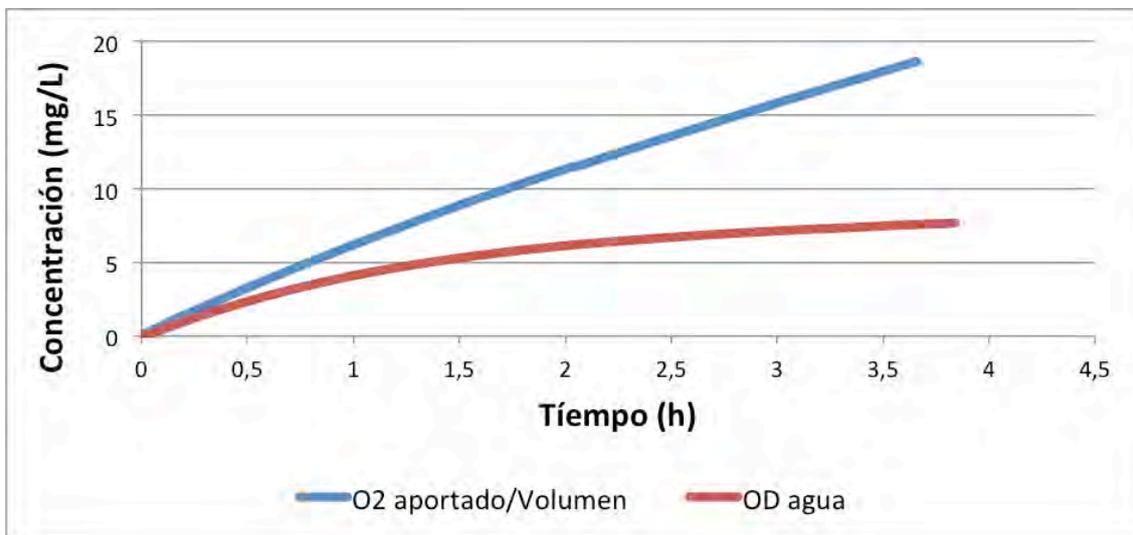


Figura 2.30. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado a las membranas para un tiempo t teniendo en cuenta el retardo teórico calculado para la sonda de oxígeno en aire con un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

Como se puede observar, teniendo en cuenta ese leve retardo en las mediciones de la sonda de oxígeno en aire, la concentración de OD que debería tener el seno del líquido según el oxígeno aportado por las membranas disminuye. Al seguir existiendo una notable diferencia entre la medida recogida por la sonda de oxígeno en agua y por lo calculado mediante el oxígeno aportado por las membranas, se contempla la posibilidad de que exista una fuga. Ésta debería ser constante puesto que las condiciones de presión interna y externa a lo largo del ensayo así lo son. En consecuencia la fuga se puede representar por $dC/dt = cte$ y por lo tanto $OD_{fuga} = m \cdot t$.

Para comprobar la teoría se realiza una aproximación por medio de CurveExpert[®], para ello se modifica la **Ecuación 2.10** añadiendo el término $m \cdot t$ que representa el oxígeno aportado debido al escape de aire (**Figura 2.31**).

$$y = a + (a - b) \cdot \exp(-c \cdot t) + m \cdot t \quad \text{Ecuación 2.16}$$

donde:

$m \cdot t$: oxígeno aportado en cada tiempo t debido a la fuga.

a : concentración de saturación del agua para el ensayo.

b : concentración inicial del ensayo.

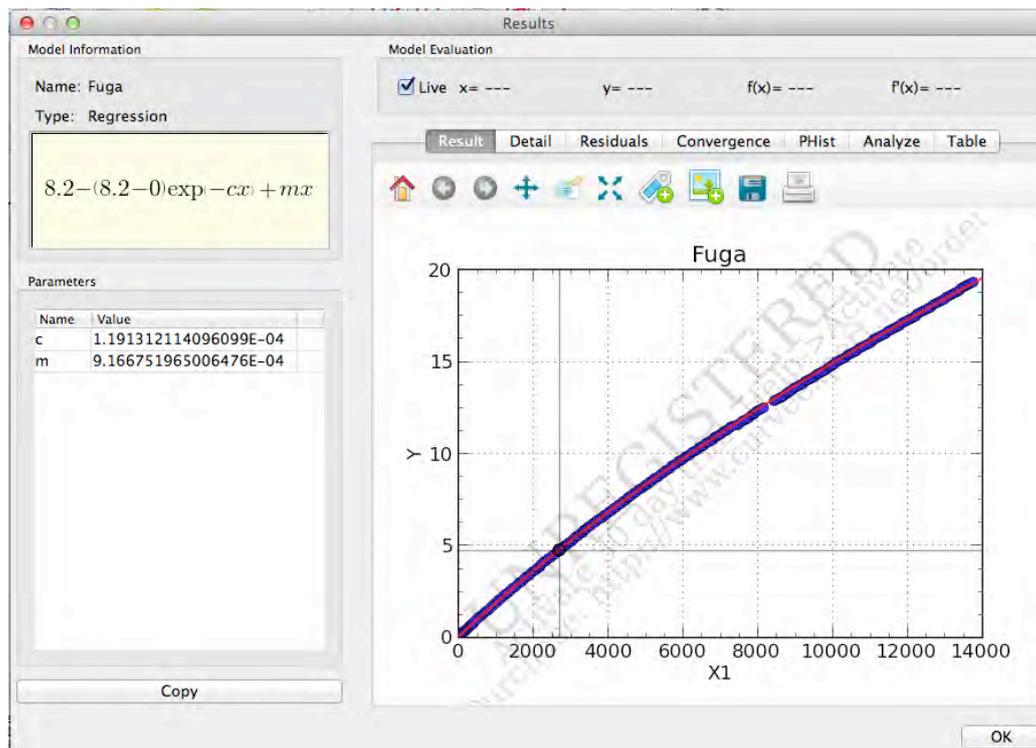


Figura 2.31. Representación y valores para la curva correspondiente al oxígeno aportado por las membranas suponiendo que existe una fuga para un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

Si consideramos que el oxígeno que se escapa debido a la fuga no se disuelve en el agua, restando el valor de la pendiente (m) por cada tiempo (t) a los datos de oxígeno aportado por las membranas el resultado que nos debería dar tendría que ser el mismo que el registrado por la sonda de oxígeno en agua, **Figura 2.32**.

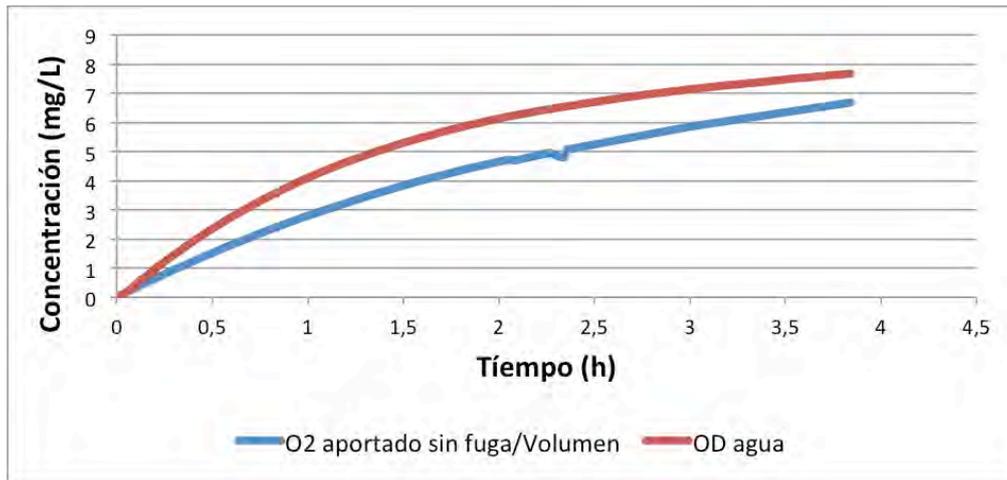


Figura 2.32. Representación del oxígeno aportado sin fuga vs. OD agua para cada tiempo t con un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

Al representar los datos de aporte de oxígeno de las membranas, restando el oxígeno escapado por la fuga, se observa que con los gramos aportados por la difusión no se llega al punto de saturación del agua. Sin embargo, como ya anteriormente se ha demostrado, existe un aporte de oxigenación debido a la difusión superficial. Además no se debe considerar que esa fuga no esté oxigenando el medio, así que para poder calcular la oxigenación del sistema se tendría que tener en cuenta la oxigenación debida a difusión por membranas, la posible fuga y la difusión superficial. Es por ello que se vuelve a modificar la **Ecuación 2.10**.

$$y = C_s - (C_s - C_0) \cdot \exp(-(K_L a_m + K_L a_f + K_L a_s) \cdot t) \quad \text{Ecuación 2.17}$$

donde:

$K_L a_m$: Coeficiente de oxigenación correspondiente a la membrana.

$K_L a_f$: Coeficiente de oxigenación correspondiente a la fuga.

$K_L a_s$: Coeficiente de oxigenación correspondiente a la aireación superficial.

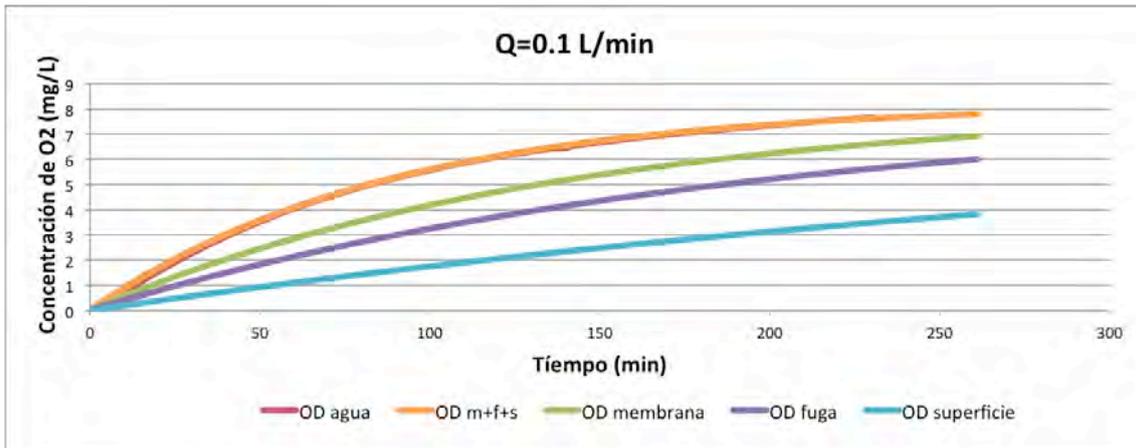


Figura 2.33. Comparativa del OD medido por la sonda de OD en agua vs. el OD aportado por las membranas, fuga y aireación superficial para el $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

Como se refleja en la **Figura 2.33** cuando se tiene en cuenta, además del oxígeno aportado por las membranas, la posible fuga y la difusión superficial se obtiene una curva que es idéntica a la obtenida por medio de los datos registrados con la sonda de OD en agua. Esto explica porque la capacidad máxima de oxigenación obtenida con los datos de oxígeno en aire es superior al conseguido por los datos de la sonda de oxígeno disuelto en agua, porque existe un escape de gas que ayuda a saturar el líquido.

Para comprobar la metodología empleada, y saber si se da esa fuga a distintos caudales, se realiza el mismo tratamiento de datos con el caudal de aire de 0.04 L/min, los resultados obtenidos se reflejan en el **Figura 2.34**.

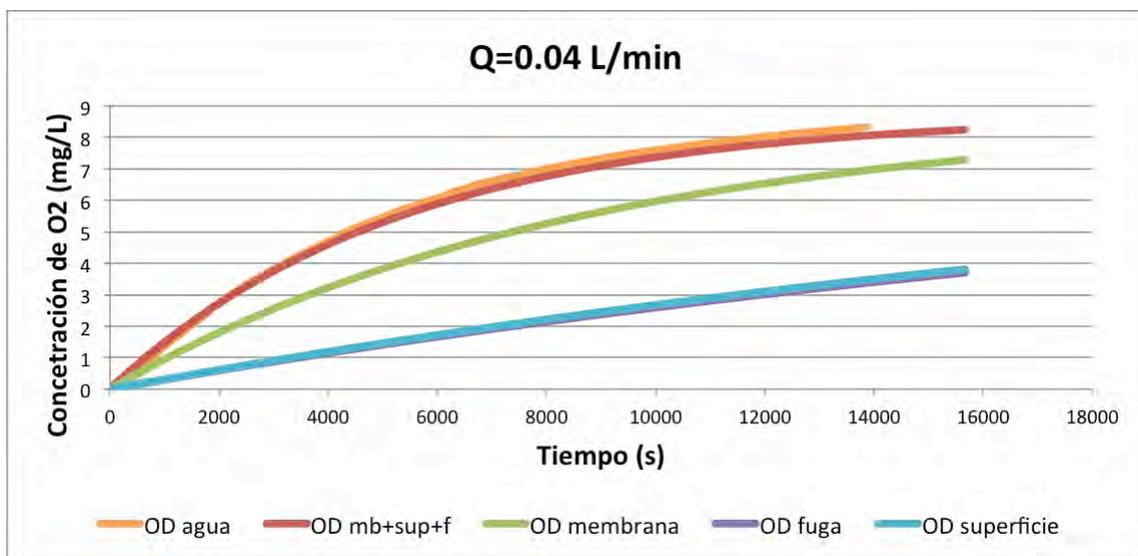


Figura 2.34. Comparativa del OD medido por la sonda de OD en agua vs. el OD aportado por las membranas, fugas y aireación atmosférica para el $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

Al analizarse los datos para el caudal de 0.04 L/min se encuentra de nuevo una diferencia significativa entre el oxígeno aportado por las membranas y el OD en el agua. Se calcula de nuevo el aporte debido a cada una de las fuentes de oxígeno del sistema. Al considerarse que las condiciones de presión son las mismas en ambos ensayos, se debería encontrar que el oxígeno aportado por la fuga debería ser el mismo en ambos casos **Figura 2.35**.

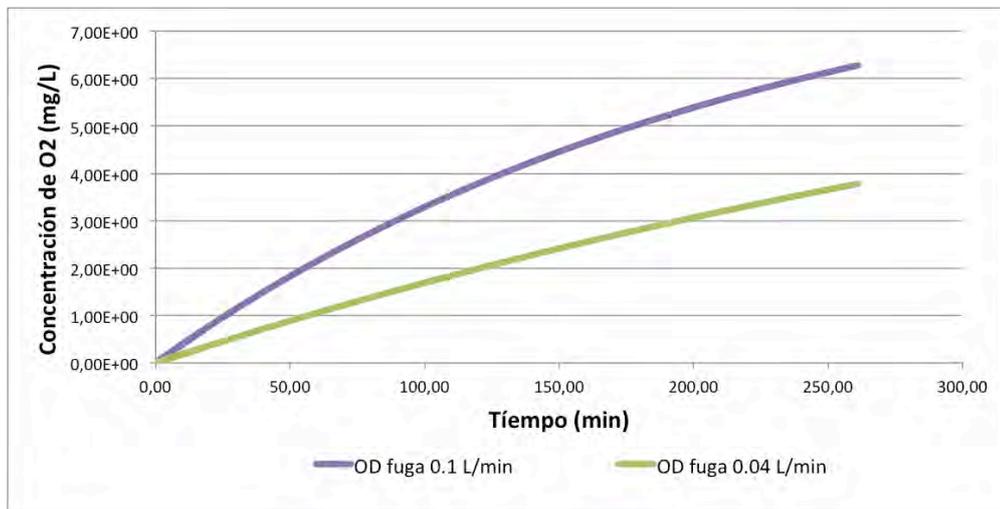


Figura 2.35. Comparación de la fuga en los ensayos de oxigenación para ambos caudales a T=20°C.

Al comparar se observa que la pérdida de oxígeno al sistema aumenta cuando el caudal es mayor. Al aumentar el caudal, aumenta la presión de empuje del interior de la membrana hacia el líquido provocando que la fuga aumente. Esto explica porque cuando comparamos la capacidad de oxigenación máxima resultante del balance de masa de oxígeno sea tan diferente al calculado por medio del OD en agua.

Para finalizar se comparan las curvas de oxigenación correspondiente a la difusión por membrana.

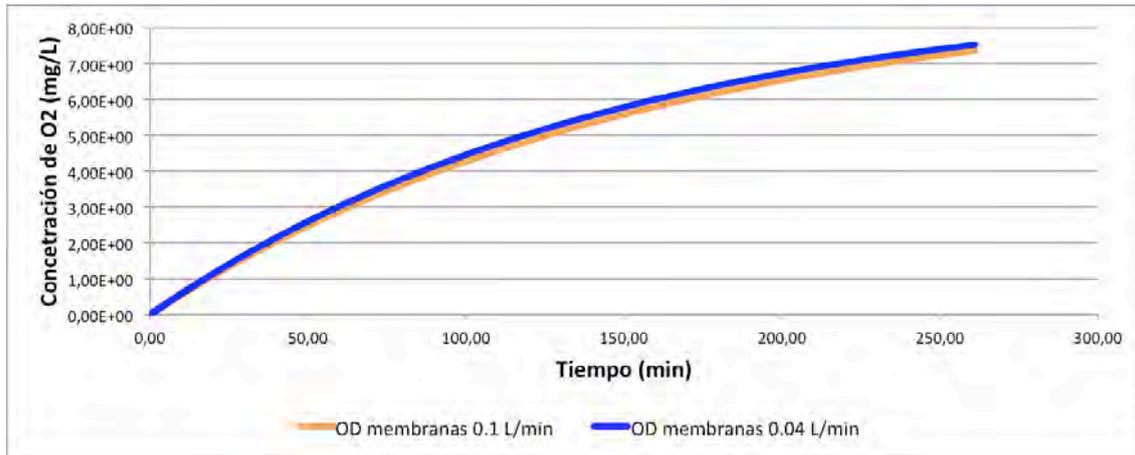


Figura 2.36. Comparación del aporte de oxígeno por difusión del interior de las membranas al líquido para caudales 0.04 L/min y 0.1 L/min a $T=20^{\circ}\text{C}$.

Al representar las curvas (**Figura 2.36**) se da que la oxigenación en el ensayo del caudal 0.04 L/min es ligeramente mayor. Este hecho puede ser debido a lo que ya anteriormente se ha comentado, las posibles precipitaciones que podrían haber obstruido los poros de las membranas parcialmente. Por lo tanto, habiendo eliminado el resto de fuentes de oxigenación, no se puede concluir experimentalmente si, al aumentar el caudal de paso de aire a través de la membrana, se mejora el paso del oxígeno al agua.

Se recalculan la capacidades de oxigenación del sistema teniendo en cuenta la fuga, el retardo y la oxigenación superficial **Tabla 2.6**.

Tabla 2.6. Capacidades de oxigenación.

| Q (L/min) | C.O. (1)* (g O ₂ /m ² ·d) | C.O. (2)* (g O ₂ /m ² ·d) | C.O. (2)* a T=20°C (g O ₂ /m ² ·d) | C.O. (3)* a T=20°C (g O ₂ /m ² ·d) |
|--------------|--|--|--|--|
| 0.04 | 16.542 | 9.965 | 10.357 | 8.931 |
| 0.1 | 19.439 | 9.635 | 9.269 | 9.126 |

(1)* C.O. calculada por los balances de masa de O₂ con fuga y retardo.

(2)* C.O. calculada por los balances de masa de O₂ sin fuga y sin retardo.

(3)* C.O. calculada por los datos de OD en agua restándole la oxigenación superficial y de la fuga.

La **Tabla 2.7** muestra una relación de los diferentes valores de K_{La} y capacidad de oxigenación obtenidos en diversos estudios realizados por el GIA.

Tabla 2.7. Valores de K_{La} obtenidos en diferentes estudios realizados por el GIA con aire presurizado y membranas como soporte [8].

| Referencia | Tipo de soporte | Superficie específica (m^2/m^3) | K_{La} (d^{-1}) | C.O. (gO_2/m^2d) |
|---------------|------------------------------------|--|--------------------------|-------------------------|
| Vidart | Membrana porosa | 58.69 | 42.8 | 10.22 |
| Zamora | Fibra hueca | 3.84 | 3.62 | 8.68 |
| Cáceres | Fibra hueca | 3.84 | 16.36 | 1.848 |
| Gómez | Fibra hueca | 175 | 16.8 | 10 |
| Pérez-Zugasti | Membrana microporosa y fibra hueca | 8.75 | 16.057 | 16.241 |

El valor de la capacidad de oxigenación de las membranas que utilizamos para este ensayo (membrana de fibra hueca y microporosa) es superior al obtenido en otros reactores con membranas de fibra hueca o membrana porosa en estudios realizados por el GIA.

2.2.4. Conclusiones.

- La obtención del coeficiente de oxigenación (K_{La}) por medio de la linealización (**Ecuación 2.9**) es muy parecida a la obtenida por medio del CurveExpert® (**Ecuación 2.10**).

- Al calcularse la oxigenación del sistema por medio del balance de masas de O_2 en aire, se obtienen resultados del mismo orden de magnitud y muy similares a los que obtienen cuando se calculan dichas capacidades con las medidas de OD en agua. No obstante, hay que puntualizar que la pequeña diferencia puede ser significativa y un error importante en cálculos de capacidad de oxigenación en un reactor a escala real.

-
- Existe un aporte debido a la transmisión de oxígeno superficial que supone el 36.16% de la aireación total del sistema.
 - No se puede afirmar por los ensayos realizados si al aumentar el caudal de paso de aire por el interior de las membranas aumenta la capacidad de oxigenación. El $K_L a$ obtenido para los caudales en esta experimentación es muy similar para ambos. Este hecho se explica debido a las posibles precipitaciones de sulfato que puede ocluir el poro de la membrana, ya que los ensayos se iniciaron con el menor caudal.
 - En futuros ensayos se debería tener en cuenta la aportación de sulfito de sodio y poder llegar a que el compuesto consiga traspasar la capa límite del agua hasta la superficie de la membrana antes de comenzar con la oxigenación. Además, se deberían realizar ensayos a diferentes presiones de aire de entrada y volver a experimentar a diferentes caudales, comprobando la posible oclusión de los poros de la membrana realizando autopsias de la misma.
 - La capacidad de oxigenación de las membranas es superior al obtenido por el GIA en experimentaciones anteriores con membranas de otro tipo.
 - Para impedir que exista un aporte de O_2 debido a posibles fugas es muy importante asegurar la estanqueidad del sistema.

2.3. Arranque y ensayo de choque del funcionamiento de un RBSOM híbrido a escala laboratorio.

2.3.1. Introducción

Con el fin de evitar los problemas que pueda presentar el empleo de agua residual real durante la fase experimental del presente trabajo, tanto por su variable composición, así como las distintas interferencias de posibles agentes tóxicos y sustancias no biodegradables que pueden estar presentes en dicha agua, y para llevar un mejor control del proceso, se decide que en el presente ensayo se emplee agua residual sintética con composición carbonosa en acetato sódico, de nitrógeno en forma de cloruro de amonio y otros nutrientes para favorecer el crecimiento de la biopelícula. Este agua sintética es utilizada durante la fase de arranque y operación bajo cargas orgánicas variables. El objetivo principal del presente estudio es determinar las capacidades máximas de nitrificación, de eliminación de N_t y de DQO.

Para poder garantizar la existencia de microorganismos nitrificantes en el reactor se realizan dos siembras de inóculo. Uno de ellos procedente de los fangos de una de las plantas piloto que el GIA tiene situada en la EDAR El Mazo (Santander, Cantabria) y otro procedente de la Planta de tratamiento de lixiviados del vertedero de Meruelo (Cantabria), en la cual se estima que existe una gran concentración de bacterias nitrificantes.

Durante dos meses y medio se realiza un seguimiento del efluente del reactor para poder obtener las capacidades máximas de eliminación de materia orgánica y de nitrógeno total y de nitrificación.

2.3.2. Metodología.

2.3.2.1. *Configuración experimental y equipos.*

En la siguiente figura se muestra el esquema de los reactores y los accesorios utilizados en el ensayo.

- *Reactor de laboratorio*: descrito en el apartado 2.2.2.1.
- *Módulo de membranas*: descrito en el apartado 2.2.2.1.
- *Agua madre*:

Se varía la concentración del agua residual madre función de cada fase del ensayo. En la fase de siembra y arranque inicial se prepara un agua residual “madre” con una concentración de DQO y N-NH_4^+ de 420 y 80 mg/L, respectivamente, esto equivale a una relación de C/N de 5.25/1, respectivamente, en un volumen de 30 litros de agua del grifo. En la segunda fase se disminuye la concentración de DQO a 100-80 mg/L de DQO y manteniendo constante la de N-NH_4^+ . Además, en dicha composición se incluyen un aporte de oligoelementos, que son grupos de aniones SO_4^{-2} , Cl^- , PO_4^{-3} y cationes (Na, K, Ca, Fe, Mg y Mn) (Castillo, 1998)

Para preparar el agua residual madre se toma en un matraz aforado de 1 L de agua destilada y se añaden los pesos correspondientes a los distintos componentes. La agitación necesaria para la disolución de los compuestos se consigue empleando un agitador magnético de laboratorio. Cuando las sales se encuentran completamente disueltas, se añade el volumen indicado de los respectivos oligoelementos. Después de añadidos, se lleva este volumen a un bidón de 30 L, y se preserva en el frigorífico.

- *Sonda de oxígeno disuelto en agua*. Sonda Hach HQ 30d.
- *Sonda de oxígeno en aire*. Sonda Mettler Toledo M400.



Figura 2.37. Sonda de oxígeno en aire.

- *Bomba de recirculación.* Se emplea una bomba centrífuga para la mezcla del reactor mediante una recirculación interna con un caudal de 800 L/h, teniendo así 10.7 renovaciones/hora.
- *Bomba de alimentación.* El agua afluyente se bombea directamente del bidón en el frigorífico hasta el reactor empleando una bomba de membrana dosificadora con un caudal de trabajo de 10 L/día.
- *Compresor de aire.* La oxigenación del reactor durante este ensayo se lleva a cabo con aire atmosférico.
- *Tubos de silicona.*
- *Cuadro neumático.* Formado por dos caudalímetros y dos presómetros.
- *Frigorífico.* El agua sintética se debe conservar a una temperatura media de 5 °C para evitar posibles reacciones entre los componentes en el interior del bidón de alimentación y la posible degradación biológica.

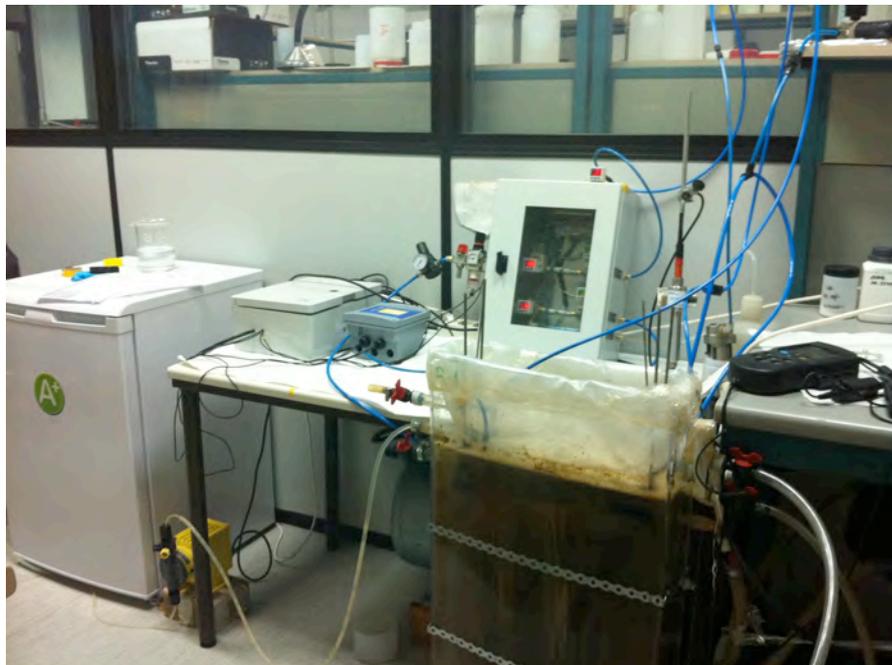


Figura 2.38. Foto del montaje en el laboratorio.

2.3.2.2. Procedimiento.

Antes de comenzar se realizan una serie de ajustes en el sistema. Para evitar posibles fugas de aire así como, inundaciones de las membranas se realiza un sellado

exhaustivo de las juntas de los módulos de las membrana utilizando un pegamento específico. Además se añade un sistema de purga en la parte inferior de las membranas para extraer el agua que pueda introducirse en los conductos de membrana o en los conductos de aire. Se aumenta la longitud de tubería de aire y se eleva para evitar que el agua que se pueda introducir en el interior del circuito de membranas, además se añade al final de la línea de membranas un filtro eliminador de humedad para que impida que lleguen al cuadro neumático posibles gotas de agua que puedan surgir debido a condensados en el interior de los conductos.

Se toman muestras discretas del afluente y del efluente durante 5 días a la semana y se analizan aplicando las técnicas analíticas descritas a continuación (**Tabla 2.8**):

Tabla 2.8. Relación de ensayos practicados durante la experimentación.

| ENSAYO | TÉCNICA | FUENTE |
|--------------------------------|--|------------------------|
| DQO | Reflujo cerrado. Método volumétrico. (SM 5220 C) | Standard Methods, 2005 |
| N-NH ₄ ⁺ | Método fotométrico 0.01-3.00 mg/L NH ₄ ⁺ (1.14752.0001) | Merck |
| N-NO ₃ ⁻ | Método fotométrico 0.2-20.0 mg/L NO ₃ -N (1.14773.0001) | Merck |
| N-NO ₂ ⁻ | Método fotométrico 0.002 – 1.00 mg/L N-NO ₂ ⁻ (1.14776.0001) | Merck |
| N _T | Digestión del persulfato (10071) | Hach DR/2500 |
| Sólidos totales | Secado a 103±5°C (SM 2540 B) | Standard Methods, 2005 |
| Sólidos fijos y volátiles | Quemado a 550 °C (SM 2540 E) | Standard Methods, 2005 |



Figura 2.39. Ensayos con métodos fotométricos de amonio, nitritos y nitratos.

El ensayo se realiza durante dos meses y medio y se divide en tres etapas:

1. *E1: Siembra y arranque inicial (3 días):* en esta fase se añade el primer inóculo procedente de la planta de P-HD-HN que el GIA tiene en la EDAR El Mazo (Santander, Cantabria) y se alimenta el reactor con un agua sintética con una alta carga de demanda química de oxígeno, DQO, (420 mg/L) y de nitrógeno amoniacal, $N-NH_4^+$, (80 mg/L) para favorecer la adhesión de los microorganismos a la membrana.

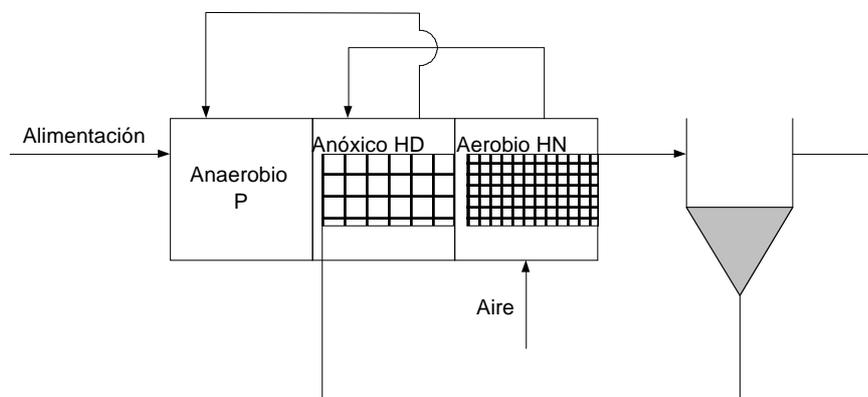


Figura 2.40. Esquema del proceso P-HD-HN.

2. *E2: Crecimiento de microorganismos nitrificantes (7 semanas):* para favorecer el crecimiento de los microorganismos autótrofos se disminuye la carga de DQO a (40-100 mg/L) y se deja constante la de $N-NH_4^+$.

3. *E3: Adición del segundo inóculo (6 semanas)*: debido a que la primera siembra no presenta una alta carga de microorganismos nitrificantes, sino que fundamentalmente son microorganismos heterótrofos, se realiza una segunda siembra procedente de la planta de tratamiento de lixiviados del vertedero de Meruelo (Cantabria) (**Figura 2.41**), esta planta consigue eliminar según diseño 2,000 mg/L de N-NH_4^+ por lo que garantiza una población elevada de microorganismos autótrofos nitrificantes.



Figura 2.41. Planta de tratamiento de lixiviados del vertedero de Meruelo (Cantabria).

A continuación se describirán cada una de las fases de la experimentación.

Siembra y arranque inicial.

La siembra inicial para la colonización de las membranas se realiza llenando el reactor con agua residual sintética con las concentraciones que aparecen en la **Tabla 2.9**.

Tabla 2.9. Agua residual sintética basada en acetato sódico ($V=30L$) para la etapa de siembra y arranque inicial [16].

| Componentes | Cantidad |
|---|----------|
| Acetato de sodio ($CH_3 - COONa$) | 17 g |
| Cloruro amónico ($ClNH_4$) | 9.2 g |
| Fosfato dihidrógeno potásico (KH_2PO_4) | 2.64 g |
| Sulfato magnésico heptahidratado ($SO_4Mg \cdot 7H_2O$) | 1.4 g |
| Sulfato manganoso ($MnSO_4 \cdot H_2O$) (112.6 g/L) | 1.3 mL |
| Cloruro Férrico ($FeCl_3 \cdot 6H_2O$) (6.5 g/L) | 1.3 mL |
| Cloruro cálcico ($CaCl_2$) (63.7 g/L) | 1.3 mL |

Se añade un inóculo procedente de la planta piloto de P-HD-HN situada en la EDAR El Mazo (Santander) para intentar reducir el tiempo de arranque del sistema con el objetivo de conseguir dentro del reactor una concentración de SS de 1000 mg/L.

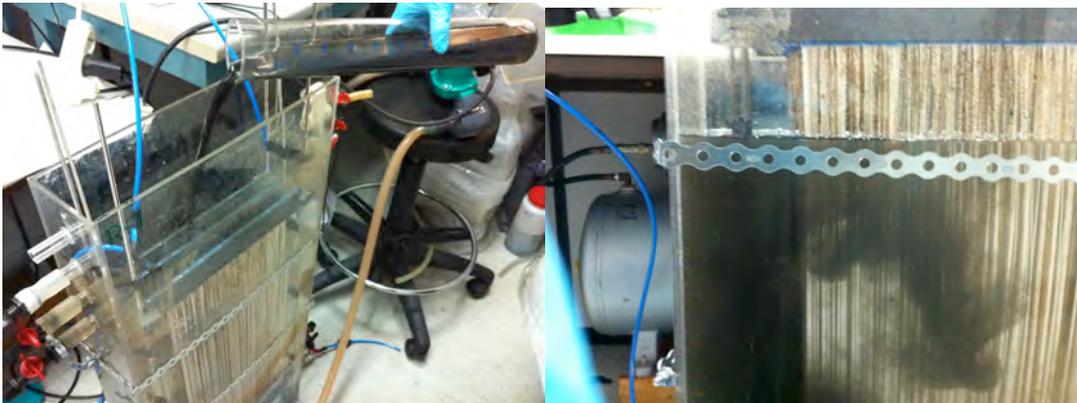


Figura 2.42. Fotos de la primera siembra al reactor.

Durante los tres primeros días se realiza una alimentación en batch, para evitar pérdida de biomasa por el efluente, y se mantiene una recirculación interna de 800 L/h para mantener condiciones de mezcla perfecta.



Figura 2.43. Foto del reactor tras la adición del primer inóculo una vez homogeneizado.

Durante las primeras 12 horas se observa claramente como la mayor parte de los microorganismos se quedan adheridos a la superficie de las membranas, y en menor parte a las paredes del reactor.



Figura 2.44. Foto correspondiente al día siguiente de haber realizado la primera siembra.

Crecimiento de microorganismos nitrificantes.

A partir del tercer día se comienza a trabajar en continuo con un caudal de entrada de 10 L/día y una composición de alimentación reflejada en la **Tabla 2.10**.

Tabla 2.10. Agua residual basada en acetato sódico (V=30L) para la etapa de crecimiento de los microorganismos nitrificantes [16].

| Componentes | Cantidad |
|---|----------|
| Acetato de sodio ($\text{CH}_3 - \text{COONa}$) | Variable |
| Cloruro amónico (ClNH_4) | 9.2 g |
| Fosfato dihidrógeno potásico (KH_2PO_4) | 2.64 g |
| Sulfato magnésico heptahidratado ($\text{SO}_4\text{Mg} \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) | 1.4 g |
| Sulfato manganoso ($\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$) (112.6 g/L) | 1.3 mL |
| Cloruro Férrico ($\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$) (6.5 g/L) | 1.3 mL |
| Cloruro cálcico (CaCl_2) (63.7 g/L) | 1.3 mL |

Se varía la DQO del afluente al reactor entre 40-100 mg/L y se mantienen los 80 mg/L de N-NH_4^+ hasta que se desarrolla una biopelícula uniforme. Sin embargo, una vez se estabiliza el sistema las membranas no se encuentran pobladas por completo como se puede observar en la **Figura 2.45**. Además, el inóculo que se había añadido sólo estaba compuesto por un 15 % de microorganismos autótrofos ya que en la planta P-HD-HN la nitrificación se realiza en biopelícula en su mayoría y no en los sólidos en suspensión (SS) del reactor.



Figura 2.45. Foto del RBSOMh tras la segunda etapa.

Adición del segundo inóculo.

El segundo inóculo se recoge de la Planta de tratamiento de lixiviados del vertedero de Meruelo (Cantabria). La planta depuradora de Meruelo se diseñó para tratar un valor de nitrógeno amoniacal de 2,000 mg/L pero en realidad trata algo menos de 4,000 mg/L en el lixiviado de entrada por lo que tiene una elevada población de microorganismos nitrificantes.



Figura 2.46. Fotos del inóculo procedente de la planta de tratamiento de lixiviados y del reactor tras su adición.

Tras este inóculo se observa un aumento en la población de microorganismos adherida a las membranas y un aumento en la concentración de nitratos y nitritos obtenidos en el efluente. Se continúa con la misma composición de agua sintética residual de alimentación.



Figura 2.47. Foto del RBSOMh tras terminar la experimentación.

2.3.3. Resultados.

Las determinaciones analíticas se llevan a cabo en el Laboratorio de Ingeniería Sanitaria de la Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Caminos, Canales y Puertos de la Universidad de Cantabria. El RBSOMh es operado durante 14 semanas, desde el 7 de marzo de 2012 hasta el 11 de junio de 2012. Empleando agua sintética con acetato sódico como fuente de carbono y NH_4Cl como fuente de nitrógeno y difundiendo aire a través de las membranas como fuente de oxigenación.

2.3.3.1. *Eliminación de carbono.*

La DQO es uno de los parámetros más utilizados para la determinación de la materia orgánica en aguas residuales. El método que se utiliza para su determinación es el SM 5520 C del Standard Methods.

Para poder evaluar la eliminación de la carga orgánica realizada por la planta se deben definir los siguientes parámetros previos:

1. *Carga orgánica aplicada*, COA, (kg DQO/m³·d): la cantidad de DQO o DBO aplicada al volumen del tanque por día [1]:

$$COA = \frac{Q \cdot DQO}{V \cdot 10^3 \text{ g/kg}} \quad \text{Ecuación 2.18}$$

donde: COA: carga orgánica aplicada, kg DQO/m³·d
 Q: caudal del agua residual afluyente, m³/d
 DQO: demanda química de oxígeno, g/m³
 V: Volumen del reactor, m³

2. *Carga orgánica eliminada*, COE, (kg DQO/m³·d): la cantidad de DQO o DBO eliminada en el volumen del tanque por día [1]:

$$COE = \frac{Q \cdot DQO_{\text{eliminada}}}{V \cdot 10^3 \text{ g/kg}} \quad \text{Ecuación 2.19}$$

3. *Rendimiento (%)*: relación entre la DQO eliminada y la DQO afluyente por 100 [1]:

$$COA = \frac{DQO_{\text{eliminada}}}{DQO_{\text{aplicada}}} \cdot 100 \quad \text{Ecuación 2.20}$$

La primera siembra del reactor se realizó el día 7 de marzo de 2012, según lo descrito anteriormente. Dado que la experimentación se realiza con agua residual sintética se considera que toda la DQO de entrada es soluble, por lo que no existe entrada en suspensión y a la hora de hacer los cálculos de eliminación de materia orgánica, se realizan en función de la DQO filtrada.

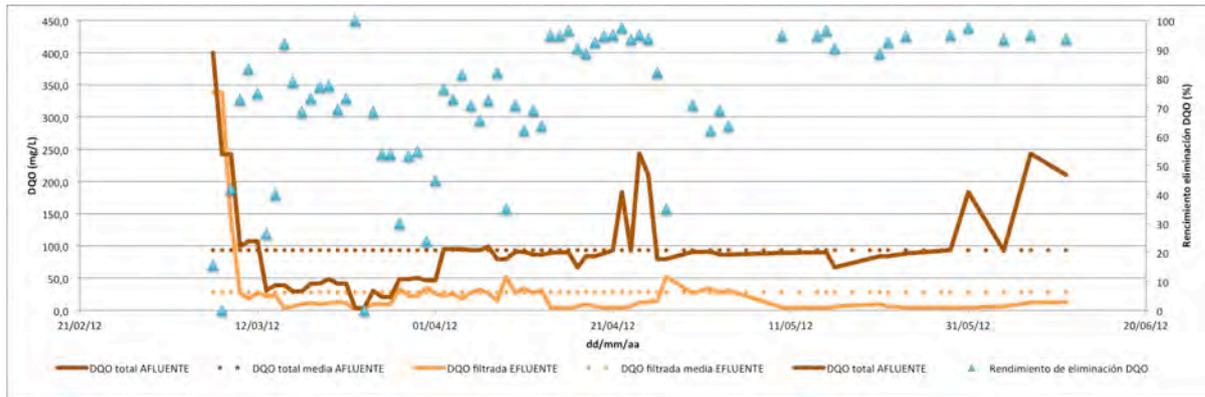


Figura 2.48. Representación de los datos de DQO afluente y efluente.

Tabla 2.11. Resultados experimentales medios durante la experimentación.

| ETAPA | DQO _{afluente} (mg/L) | DQO _{efluente filtrada} (mg/L) | COA (g/m ² d) | COE (g/m ² d) | η (%) |
|-------|-----------------------------------|--|-----------------------------|-----------------------------|---------------|
| E1 | 218 | 172 | 0.0681 | 0.0143 | 21.007 |
| E2 | 74 | 16 | 0.0230 | 0.0179 | 77.678 |
| E3 | 107 | 14 | 0.0335 | 0.0289 | 86.243 |

Como se puede observar en la **Tabla 2.11** la COA durante la experimentación de la planta RBSOMh varía a lo largo de la experimentación debido a decisiones tomadas para mejorar la adhesión de los microorganismos, el crecimiento de nitrificantes o para favorecer el proceso de desnitrificación. En la primera etapa se pretende que las bacterias heterótrofas se asienten en la membrana por lo que se comienza con una elevada concentración de DQO en la alimentación del reactor, se busca esto porque las heterótrofas ayudaran al crecimiento y adhesión posterior de las autótrofas debido a que producen polímeros extracelulares esenciales para la estabilidad de la biopelícula [17]. A causa de la secreción de los polímeros, es posible una rápida formación de la biopelícula. En las dos etapas siguientes se disminuye la COA, se busca el aumento de los microorganismos nitrificantes y para que esto suceda se necesita favorecer al máximo las condiciones propicias para su desarrollo dado que los microorganismos autótrofos (nitrificantes) son de crecimiento mucho más lento que los heterótrofos (desnitrificantes). Para ello se toma la decisión de disminuir la concentración de DQO en el reactor tomando un rango de concentraciones de DQO en la segunda etapa de 0-40 mg/L. En la tercera etapa se vuelve a añadir concentraciones más elevadas de DQO

hasta 100 mg/L buscando aumentar la capacidad de desnitrificación del sistema así como una relación óptima de N/DQO.

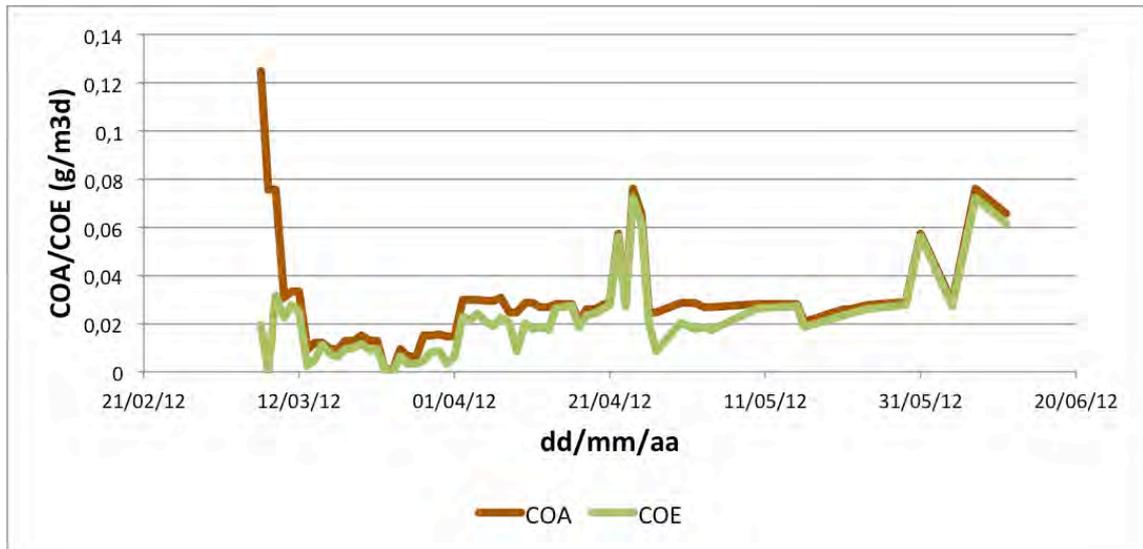


Figura 2.49. Representación de la COA y COE.

La COE reflejada en la **Tabla 2.11** permanece en el mismo orden de magnitud, durante esta experimentación aumentando en la última etapa debido a la necesidad de materia orgánica para la eliminación de nitrógeno, con una media de 0.0224 kg/m²d durante la experimentación.

El rendimiento en la primera etapa es muy inferior al de las siguientes etapas dado que ésta es la etapa de arranque y asentamiento de los microorganismos por lo que no se encuentran en situación óptima para comenzar con la eliminación de materia orgánica. Sin embargo, en las etapas sucesivas se obtienen mejores rendimientos, alrededor del 80% en ambos períodos. El rendimiento global de la experimentación para la eliminación de materia orgánica es del 72%.

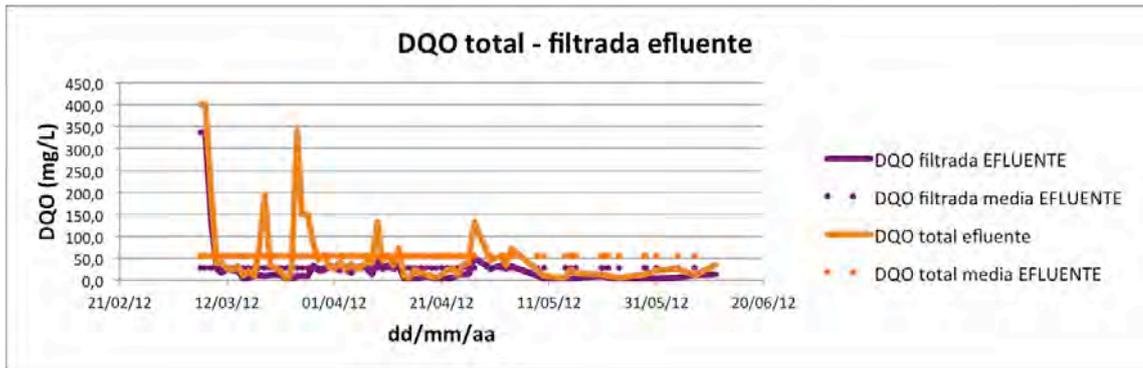


Figura 2.50. Representación de los datos de DQO total frente a la DQO filtrada del efluente.

Aunque, como se ha mencionado anteriormente, los cálculos de eliminación de materia orgánica se realizan en función de la DQO filtrada, se realizaron analíticas para conocer la DQO total del efluente. En la **Figura 2.51** se ve que existen picos en los que la DQO total supera en un elevado rango a la DQO filtrada.

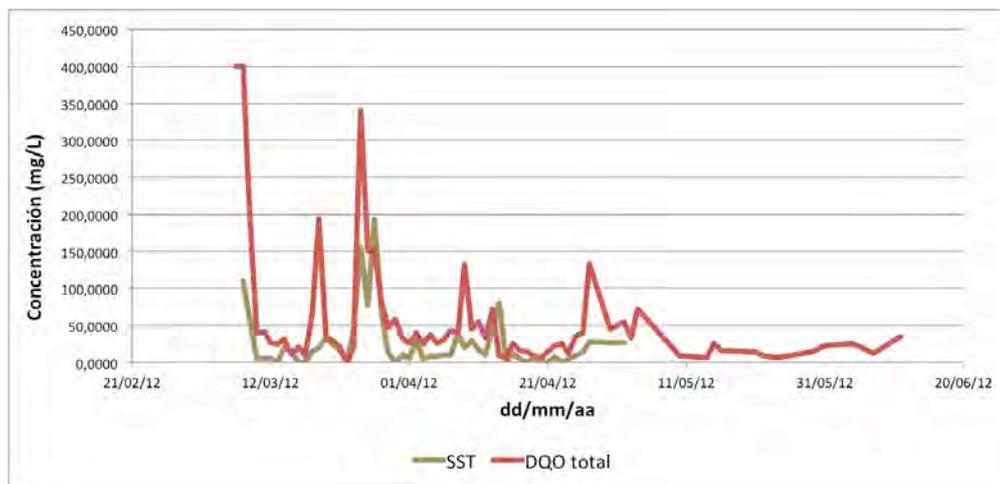


Figura 2.51. Concentración de SST vs. DQO total en el efluente.

Si comparamos la **Figura 2.51** con la **Figura 2.52** se observa que estos picos coinciden con los picos de los SS, causados fundamentalmente por desprendimientos de la biopelícula, éstos son o bien naturales, o por adición de un inóculo o debido a que al manipular los módulos de membrana para arreglar fugas o mejorar algún aspecto técnico se desprende parte de los microorganismos adheridos a las membranas. La concentración media de SS es de 23 mg/L.

2.3.3.2. Eliminación de Nitrógeno.

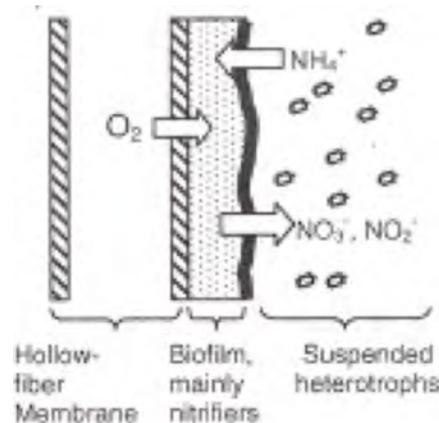


Figura 2.52. Proceso híbrido biopelícula con nitrificación en la biopelícula y heterótrofos desnitrificantes en suspensión. (Downing, 2010).

La obtención de microorganismos nitrificantes ha sido el factor limitante durante la experimentación, es por ello que se realizó una segunda siembra para poder aumentar su población. Los procesos nitrificantes producen nitratos (NO_3^-) y nitritos (NO_2^-) que como se ve más adelante son entre otros, los marcadores que utilizamos para conocer si la biopelícula nitrifica.

Los ensayos que se realizan para conocer la concentración de nitratos, nitritos y de nitrógeno total a la salida y a la entrada del reactor son métodos fotométricos en los tres casos. Se comienzan a medir nitratos y nitritos tras la primera etapa de siembra, el 14 de marzo de 2012.

Tabla 2.12. Resultados experimentales medios para el proceso de nitrificación.

| ETAPA | N-NH_4^+ afluente (mg/L) | N-NH_4^+ efluente (mg/L) | NO_3^- (mg/L) | NO_2^- (mg/L) | NO_3^- max (mg/L) | NO_2^- max (mg/L) |
|-------|--------------------------------------|--------------------------------------|---------------------------|---------------------------|-------------------------------|-------------------------------|
| E1 | 57 | 46 | - | - | - | - |
| E2 | 68 | 45 | 13 | 6 | 31 | 17 |
| E3 | 67 | 42 | 19 | 2 | 31 | 17 |

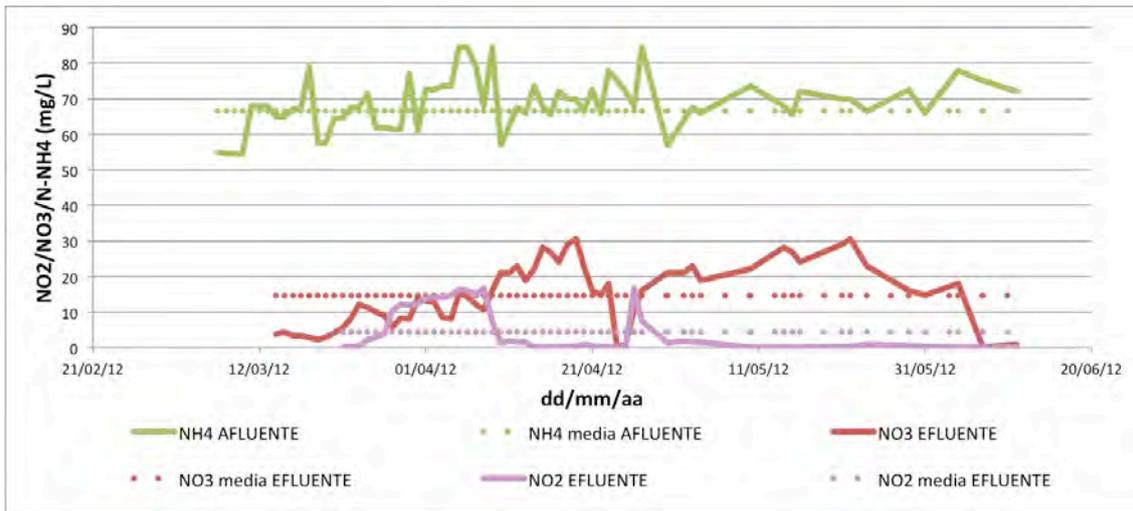
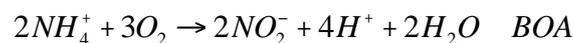


Figura 2.53. Representación de las concentraciones NO_3 , NO_2 (efluente) y NH_4^+ (afluente).

En el caso del nitrógeno amoniacal (N-NH_4^+) durante toda la experimentación se trata de mantener una concentración constante en el interior del reactor de alrededor de unos 80 mg/L. Sin embargo, al realizarse los ensayos se muestra que la concentración de alimentación no es siempre la deseada y que en la mayoría de los casos es menor, alrededor de 70 mg/L. Esto puede ser debido a que el límite de detección del método que se utiliza para la medición del N-NH_4^+ es muy bajo, 0.05-1 mg/L, lo que obliga a tener que diluir mucho las muestras y provocar un error considerable en la medida. Es por ello que también se realizan ensayos de N_T del afluente y del efluente, para poder contrastar el N_T de entrada, aunque sepamos con exactitud que en la alimentación no existe más N-NH_4^+ que el que se introduce en forma de CINH_4 y poder conocer otras posibles vías de eliminación de N_T , como puede ser la asimilación biológica.

La nitrificación es el proceso biológico aerobio por el cual el nitrógeno amoniacal es transformado en nitratos a través de dos etapas mediatizadas por diferentes microorganismos: bacterias oxidantes de amonio (BOA) y oxidantes de nitritos (BON).



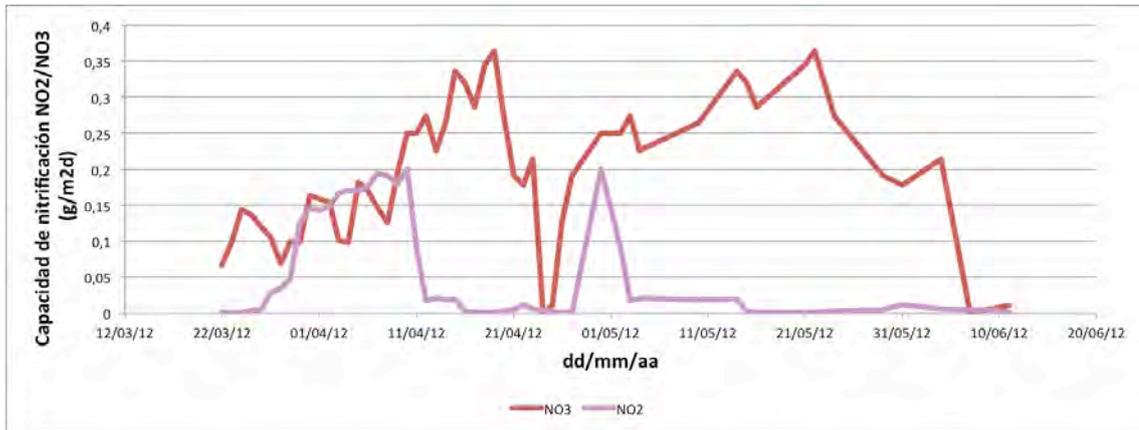


Figura 2.54. Carga de nitratos y nitritos por unidad de superficie al día.

En la **Figura 2.54**. Están representadas las cargas de NO_3^- y NO_2^- por unidad de superficie y por día. La gráfica muestra como las cargas de estos dos compuestos van aumentando a medida que pasa el tiempo hasta el 7/4/2012, siendo las concentraciones de NO_2^- en muchos puntos superiores a las de NO_3^- . Este proceso es habitual en los procesos RBSOM, ya que las BOA predominan en regiones con concentraciones de OD < 2 mg/L, y las BON no son capaces de competir de forma efectiva por el oxígeno en biopelícula [18]. Tras este día se dan menores concentraciones de NO_2^- y la concentración de NO_3^- va aumentando, esto indica que se da el proceso de nitrificación completo en donde los NO_2^- desaparecen debido a que son utilizados para la transformación a NO_3^- , este resultado sugiere que las BON comienzan a competir de manera efectiva con las BOA por el oxígeno, incrementando su población, y coincidiendo con un aumento de la concentración de OD en el seno del líquido [19]. Los NO_3^- van aumentando hasta el día 20/4/2012, a partir de este día comienzan a desaparecer del efluente, hecho que puede ser provocado debido a unas posible desnitrificación. El 26/4/2012 se realiza la segunda siembra para aumentar la capacidad de nitrificación del sistema, volviendo a disminuir la concentración de OD en el seno del líquido, por lo que de nuevo vuelve a darse la nitrificación incompleta detectando de nuevo en el efluente un incremento en la concentración de NO_2^- debido a la disminución de OD, hasta el día 30/4/2012 donde de nuevo es menos apreciable. Los NO_3^- vuelven a aumentar llegando a una carga máxima de $0.364 \text{ g/m}^2\text{d}$ en el efluente para después volver a descender hasta prácticamente 0, hecho que coincide con la disminución de OD en el seno del líquido y con la eliminación de nitrógeno total.

DESARROLLO

Tabla 2.13. Capacidad de nitrificación para diferentes ensayos con RBSOM y RBSOMh que utilizan aire para oxigenar.

| Autor/es | Membranas | Volumen de trabajo (L) | Área (m²) | a (m²/m³) | Reactor | TRH (h) | Presión de oxigenación (kPa) | Capacidad de nitrificación (g/m²d) |
|------------------------------|------------------|-------------------------------|-----------------------------|--|----------------|----------------|-------------------------------------|--|
| Osa et al., 1999 [5] | MP | 0.97 | 0.037 | 3.799 | RBSOM | - | - | 4.66 |
| Downing-Nerenberg, 2007 [21] | FH | 3.25 | 0.13 | 40 | RBSOMh | 6 | 70 | 0.85 |
| Downing et al., 2010 [20] | FH | 120 | 14.25 | 115 | RBSOMh | 6 | 0-103 | 0.5 |
| Pérez-Zugasti, 2012 | FH | 32 | 0.84 | 26.25 | RBSOMh | 72 | 1.2-1.7 | 0.45 |

* Abreviaturas: FH, fibra hueca; MP, membrana plana; DE, Death End; a, superficie específica.

Comparando la capacidad de nitrificación para ensayos realizados por otros autores en el campo de los RBSOMh utilizando aire para oxigenar (**Tabla 2.13**) con los obtenidos durante la etapa de experimentación se observa que se han obtenido capacidades similares a ellos por lo que se ha cumplido el objetivo de obtención de una biopelícula nitrificante competitiva. Sin embargo, se considera que aún no se ha llegado a la capacidad de nitrificación máxima del sistema.

Para poder determinar la eliminación de nitrógeno en el RBSOMh se realizan analíticas de nitrógeno total (N_T) durante la etapa 2 y 3 de la experimentación.

Tabla 2.14. Resultados experimentales medios para el proceso de desnitrificación.

| ETAPA | N_T afluente (mg/L) | N_T eliminado (mg/L) | N_T eliminado máx. (mg/L) |
|-------|--------------------------|---------------------------|--------------------------------|
| E1 | - | - | - |
| E2 | 81 | 16 | 24 |
| E3 | 91 | 13 | 30 |

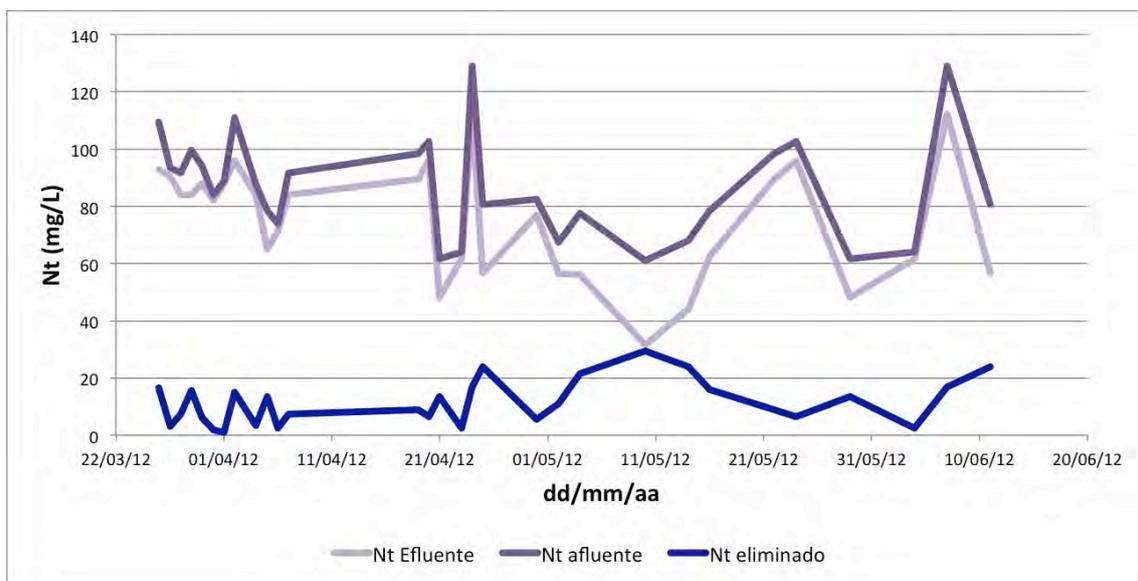


Figura 2.55. Representación de los datos obtenidos de N_T afluente.

Como se ha comentado anteriormente se pretende desde un primer momento que la concentración de $N-NH_4^+$ en el afluente del reactor sea de unos 80 mg/L. Analizando el N_T , con el cual se necesita realizar una dilución menor, 1:5 en comparación con 1:50 en el caso del amonio, la concentración de entrada al reactor es cercana al valor deseado, teniendo una media durante el proceso de 87 mg/L.

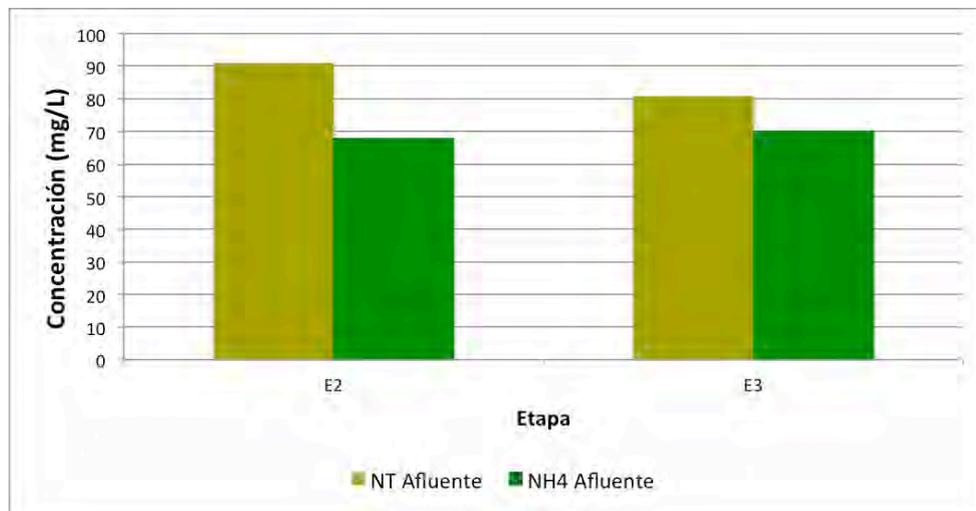


Figura 2.56. Comparativa de los valores obtenidos por los métodos de N_T y de $N-NH_4^+$ en el afluente.

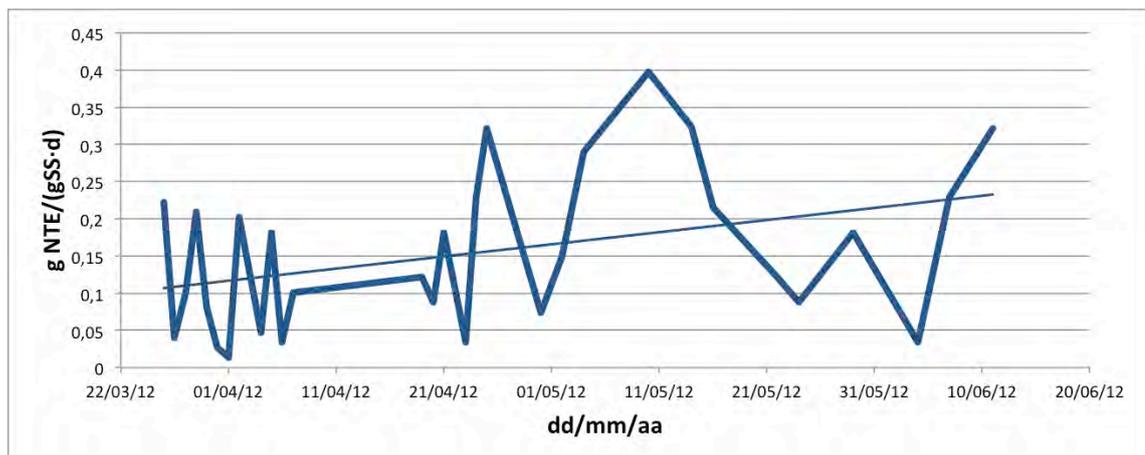


Figura 2.57. Representación de la carga volumétrica del nitrógeno total eliminado en función de la concentración de sólidos en suspensión.

En la **Figura 2.57.** vienen representados los datos de N_T eliminado (NTE) en función de los sólidos en suspensión (SS). Se representa así porque se considera que en este proceso toda la desnitrificación se realiza en suspensión. En los comienzos de la E2 la eliminación de nitrógeno total permanece casi constante en valores próximos a 0.1 g

NTE/(g SS·d) partir del 11/4/2012 comienza a aumentar el NTE coincidiendo con la disminución de nitritos en el efluente, hecho que corrobora el proceso de desnitrificación shortcut via nitrito que se ha comentado anteriormente. Tras el segundo inóculo, E3, se llega hasta un punto máximo de eliminación de nitrógeno de 0.397 g NTE/g SS·d) el 10/5/2012, a partir de esta fecha se produce una disminución. Esto coincide con problemas de operación que ocurrieron con la bomba de alimentación, provocando una disminución del caudal de entrada al reactor, y por lo tanto evitando que se introdujera la carga orgánica necesaria. El 23/5/2012 se toma la decisión de cambiar solucionándose estos problemas. Debido a la mala alimentación el TRH del reactor aumentó por lo que se produjo una acumulación de NO_3^- , disminuyendo la desnitrificación al no entrar la carga de DQO necesaria para dicho proceso. Tras este pico la eliminación de N_T vuelve a descender para ir aumentando paulatinamente hasta el fin de la experimentación coincidiendo con la disminución NO_3^- a valores próximos a cero, por lo que se puede concluir que en el final de la etapa se produce una desnitrificación casi completa . Aunque durante la experimentación los valores de eliminación de nitrógeno son muy irregulares, éstos tienen una tendencia ascendente a lo largo de la experimentación como se aprecia por medio de la recta de regresión trazada en la **Figura 2.57**.

En la **Tabla 2.15** se presentan los resultado obtenidos en la eliminación de nitrógeno de otros autores. Comparando sus resultados con la capacidad de eliminación de nitrógeno máxima referida a esta experimentación, el valor resulta del mismo orden de magnitud, por lo que se considera positivo. Sin embargo, se necesitaría seguir con la experimentación, dado que se percibe que el sistema comienza a eliminar de forma óptima el nitrógeno al final de la última etapa, para poder llegar a conocer las capacidades máximas de eliminación del RBSOMh.

DESARROLLO

Tabla 2.15. Valores de eliminación de nitrógeno obtenidos en diferentes estudios realizados aire presurizado y membranas como soporte.

| Autor/es | Volumen de trabajo (L) | Área (m ²) | a (m ² /m ³) | Membrana | Reactor | TRH (h) | CNA (kg/m ³ d) | CNE (kg/m ³ d) |
|------------------------------|------------------------|------------------------|-------------------------------------|----------|---------|---------|---------------------------|---------------------------|
| Osa et al., 1999 [5] | 0.97 | 0.0037 | 3.799 | MP | RBSOM | - | 3.79 | 1.79 |
| Terada et al., 2003 [21] | 0.15 | 0.0075 | 50 | FH, DE | RBSOM | 360 | 0.27 | 0.23 |
| Semmens et al., 2003 [21] | 7 | 2.95 | 422 | FH, DE | RBSOM | 12 | 0.32 | 0.25 |
| | 7 | 2.95 | 422 | | | 6 | 1.12 | 1.01 |
| Terada et al., 2006 [21] | 0.86 | 0.25 | 290 | FH | RBSOMh | 3 | 15 | 7.0 |
| | 0.76 | 0.5 | 660 | | | 3 | 0.13 | 0.13 |
| | 0.63 | 0.75 | 1190 | | | 4.5 | 0.30 | 0.3 |
| Downing-Neremberg, 2007 [21] | 3.25 | 0.13 | 40 | FH | RBSOMh | 6 | 0.078 | 0.066 |
| Downing et al, 2010 [20] | 120 | 14.25 | 115 | FH | RBSOMh | 6 | 0.107 | 0.051 |
| Pérez-Zugasti, 2012 | 32 | 0.84 | 26 | FH | RBSOMh | 82 | 0.026 | 0.010 |

* Abreviaturas: FH, fibra hueca; MP, membrana plana; DE, Death End; a, superficie específica.

2.3.4. Conclusiones

- Se alcanza una buena eliminación de DQO incluso llegando a una eliminación del 100% en ciertos momentos puntuales del ensayo.
- Se consigue obtener una biopelícula nitrificante aunque no se ha colonizado la membrana por completo. Por ello, se considera que la capacidad máxima obtenida durante la experimentación se puede mejorar consiguiendo un mayor crecimiento de la biopelícula.
- La nitrificación vía nitrato está condicionada por la existencia de concentración de oxígeno disuelto mayor de 2 mg/L, si no se cumple entonces el producto mayoritario de la nitrificación sería el nitrito.
- Se obtienen valores de capacidad máxima de nitrificación cercanas a las obtenidas por otros autores que trabajan con RBSOMh y con aire como gas de oxigenación.
- Se desarrolla nitrificación parcial vía nitrito, así como nitrificación vía nitrato durante la experimentación.
- Para experimentaciones futuras se debería considerar el aumentar la materia orgánica para poder conseguir desnitrificación en el proceso.

3. CONCLUSIONES

3 CONCLUSIONES

3.1. Caracterización de flujo del reactor RBSOM del proyecto HIBREDAR II con trazadores (Rhodamina WT y NaCl).

- Se puede asumir que el RBSOM tiene un comportamiento de flujo correspondiente a mezcla perfecta.
- No existe recuperación de toda la Rhodamina WT en su correspondiente ensayo, ya que se observaron leves tinciones en las membranas tras la experiencia y es posible que parte de la Rhodamina WT reaccionase con el cloro presente en el agua.
- El NaCl que en un principio es el trazador no específico demuestra un comportamiento más cercano a la idealidad, además se aproxima más al comportamiento que podría tener un agua residual con sólidos en suspensión.
- Se deben realizar ensayos con ambos trazadores cambiando la recirculación del reactor para poder concluir cual sería la mejor configuración y así evitar los flujos preferenciales y consiguiente las zonas muertas.

3.2. Ensayos de oxigenación.

- La obtención del coeficiente de oxigenación (K_{La}) por medio de la linealización (**Ecuación 2.9**) es muy parecida a la obtenida por medio del CurveExpert® (**Ecuación 2.10**).
- Al calcularse la oxigenación del sistema por medio del balance de masas de O_2 en aire, se obtienen resultados del mismo orden de magnitud y muy similares a los que obtienen cuando se calculan dichas capacidades con las medidas de OD en agua. No obstante, hay que puntualizar que la pequeña diferencia puede ser significativa y un error importante en cálculos de capacidad de oxigenación en un reactor a escala real.

- Existe un aporte debido a la transmisión de oxígeno superficial que supone el 36.16% de la aireación total del sistema.

- No se puede afirmar por los ensayos realizados si al aumentar el caudal de paso de aire por el interior de las membranas aumenta la capacidad de oxigenación. El $K_L a$ obtenido para los caudales en esta experimentación es muy similar para ambos. Este hecho se explica debido a las posibles precipitaciones de sulfato que puede ocluir el poro de la membrana, ya que los ensayos se iniciaron con el menor caudal.

- En futuros ensayos se debería tener en cuenta la aportación de sulfito de sodio y poder llegar a que el compuesto consiga traspasar la capa límite del agua hasta la superficie de la membrana antes de comenzar con la oxigenación. Además, se deberían realizar ensayos a diferentes presiones de aire de entrada y volver a experimentar a diferentes caudales, comprobando la posible oclusión de los poros de la membrana realizando autopsias de la misma.

- La capacidad de oxigenación de las membranas es superior al obtenido por el GIA en experimentaciones anteriores con membranas de otro tipo.

- Para impedir que exista un aporte de O_2 debido a posibles fugas es muy importante asegurar la estanqueidad del sistema.

3.3. Arranque y ensayo de choque del funcionamiento de un RBSOM híbrido a escala laboratorio.

- Se alcanza una buena eliminación de DQO incluso llegando a una eliminación del 100% en ciertos momentos puntuales del ensayo.

- Se consigue obtener una biopelícula nitrificante aunque no se ha colonizado la membrana por completo. Por ello, se considera que la capacidad máxima obtenida durante la experimentación se puede mejorar consiguiendo un mayor crecimiento de la biopelícula.

- La nitrificación vía nitrato está condicionada por la existencia de concentración de oxígeno disuelto mayor de 2 mg/L, si no se cumple entonces el producto mayoritario de la nitrificación sería el nitrito.
- Se obtienen valores de capacidad máxima de nitrificación cercanas a las obtenidas por otros autores que trabajan con RBSOMh y con aire como gas de oxigenación.
- Se desarrolla nitrificación parcial vía nitrito, así como nitrificación vía nitrato durante la experimentación.
- Para experimentaciones futuras se debería considerar el aumentar la materia orgánica para poder conseguir desnitrificación en el proceso.

4. BIBLIOGRAFÍA

4 BIBLIOGRAFÍA

Trabajos citados por orden de aparición.

- [1] Metcalf & Eddy. *Wastewater Engineering: Treatment and Reuse*. 4ª Edición. MacGraw-Hill. (2003). 3-9. 600.
- [2] Meta (2010). *Tecnología del Agua y Sostenibilidad*. 176-177
- [3] Tejero et al. (2004). Reactores biopelícula. *Ingeniería Sanitaria y Ambiental*. 2-3, 14-27.
- [4] Esteban (2009). *Modelización de reactores de biopelícula soportada y oxigenada por membranas (RBSOM) para la depuración de aguas residuales*. Tesis doctoral. Universidad de Cantabria. 2.4-2.5; 2.134.
- [5] Osa et al. (1997). Wastewater treatment with biofilm membrana reactors. *Advanced Wastewater Treatment Processes*. University of Leeds. 11-17
- [6] Nerenberg, M. (2009). Integrated Membrane biofilm for total nitrogen removal from wastewater. *NOAA/UNH Cooperative Institute for Coastal and Estuarine Environmental Technology*. 5.
- [7] Díez, R (2009). *Reactor biológico compacto anóxico-anaerobio para la depuración y eliminación de nutrientes de aguas residuales*. Proyecto Fin de Máster de Investigación de Ingeniería Ambiental. Universidad de Cantabria. Anexo II.
- [8] Valmaña, J. (1999). *Desarrollo y caracterización de un reactor biomembrana para la depuración biológica aerobia de las aguas residuales*. Tesina de Magister en Ingeniería Sanitaria y Ambiental. 92-97.
- [9] Levenspiel, O. (2004). *Ingeniería de las reacciones químicas*. 3ª Edición. Limusa. 284-286.
- [10] Santamaría, J.M.; Herguido, J; Menéndez, M.A.; Monzón A. (1999). *Ingeniería de reactores*. Editorial Síntesis. 136-147.
- [11] Deaner, D. G., Effect of Chlorine on Fluorescent Dyes. *Water Pollution Control Federation*, Vol. 45, No. 3, Parte I, 507-514. Marzo, 1973.
- [12] APHA; AWWA (2005). *Standard Methods for the examination of water & Wastewater*. 21ª Edición. Editorial Centennial.
- [13] Zhen, H. (2003). Oxygen- Transfer Measurement in Clean Water. *The Journal of KMITNB.*, Vol. 13, No. 1, Jan.-Mar.2003.

- [14] Downing, L (2008). *The Hybrid Membrane Biofilm Process: A Novel System for Achieving Nitrogen Removal From Wastewater*. Ph.D., Environmental engineering. University of Notre Dame.
- [15] Tchobanoglous, G.; Burton, F.L (1995). *Ingeniería de aguas residuales: tratamiento, vertido y reutilización*. McGraw-Hill. Anexo F.
- [16] Castillo, P.A. (1998). *Eliminación biológica de fósforo empleando un reactor biomembrana*. Tesis doctoral. Universidad de Cantabria.
- [17] Tsuneda, S. et al.(2001). Enhancement of nitrifying biofilm formation using selected EPS produced by heterotrophic bacteria. *Water Science Technology* Vol. 43. No. 6. 197-204.
- [18] Terada, A. et al. (2003). Nitrogen Removal Characteristic and Biofilm Analysis of a Membrane-Aerated Biofilm Reactor Applicable to High-Strength Nitrogenous Wastewater Treatment. *Journal of Bioscience and Bioengineering*. Vol. 95, No. 2, 170-178.
- [19] Gao, D. et al. (2009). Shortcut nitrification-denitrification by real-time control strategies. *Bioresource Technology* 100. 2298-2300.
- [20] Downing, L. et al (2010). Nitrogen Removal from Wastewater Using a Hybrid Membrane-Biofilm Process: Pilot-Scale Studies. *Water Environment Research*, Vol. 82, No.3. Marzo 2010.
- [21] Syron & Casey (2007). Membrane-Aerated Biofilms for High Rate Biotreatment. Performance Appraisal, Engineering Principles, Scale-up, and Development Requirements. *Environmental Science & Technology*. Vol. 42 No. 6. 2008. 1833-1844.

5. ANEXOS

5 ANEXOS.

ANEXO I. CARACTERIZACIÓN DE FLUJO DEL RBSOM.

Tabla 5.1. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (I).

| Tiempo | Conductividad | NaCl | Tiempo | Conductividad | NaCl |
|---------|------------------|--------|---------|------------------|--------|
| Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L | Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L |
| 0.00 | 385 | 0.00 | 5.83 | 1097 | 439.70 |
| 0.17 | 385 | 0.00 | 6.00 | 1097 | 439.70 |
| 0.33 | 385 | 0.00 | 6.17 | 1096 | 439.08 |
| 0.50 | 385 | 0.00 | 6.33 | 1097 | 439.70 |
| 0.67 | 385 | 0.00 | 6.50 | 1096 | 439.08 |
| 0.83 | 385 | 0.00 | 6.67 | 1095 | 438.46 |
| 1.00 | 385 | 0.00 | 6.83 | 1094 | 437.84 |
| 1.17 | 385 | 0.00 | 7.00 | 1095 | 438.46 |
| 1.33 | 385 | 0.00 | 7.17 | 1095 | 438.46 |
| 1.50 | 385 | 0.00 | 7.33 | 1094 | 437.84 |
| 1.67 | 385 | 0.00 | 7.50 | 1093 | 437.23 |
| 1.83 | 389 | 2.47 | 7.67 | 1089 | 434.76 |
| 2.00 | 397 | 7.41 | 7.83 | 1090 | 435.37 |
| 2.17 | 418 | 20.38 | 8.00 | 1089 | 434.76 |
| 2.33 | 519 | 82.75 | 8.17 | 1081 | 429.82 |
| 2.50 | 582 | 121.66 | 8.33 | 1046 | 408.20 |
| 2.67 | 600 | 132.77 | 8.50 | 1033 | 400.17 |
| 2.83 | 660 | 169.83 | 8.67 | 1063 | 418.70 |
| 3.00 | 718 | 205.64 | 8.83 | 1065 | 419.93 |
| 3.17 | 820 | 268.63 | 9.00 | 1080 | 429.20 |
| 3.33 | 963 | 356.94 | 9.17 | 1085 | 432.29 |
| 3.50 | 1044 | 406.97 | 9.33 | 1085 | 432.29 |
| 3.67 | 1067 | 421.17 | 9.50 | 1082 | 430.43 |
| 3.83 | 1076 | 426.73 | 9.67 | 1082 | 430.43 |
| 4.00 | 1079 | 428.58 | 9.83 | 1072 | 424.26 |
| 4.17 | 1086 | 432.90 | 10.00 | 1060 | 416.85 |
| 4.33 | 1089 | 434.76 | 10.17 | 1058 | 415.61 |
| 4.50 | 1093 | 437.23 | 10.33 | 1052 | 411.91 |
| 4.67 | 1094 | 437.84 | 10.50 | 1052 | 411.91 |
| 4.83 | 1093 | 437.23 | 10.67 | 1049 | 410.05 |
| 5.00 | 1089 | 434.76 | 10.83 | 1047 | 408.82 |
| 5.17 | 1092 | 436.61 | 11.00 | 1047 | 408.82 |
| 5.33 | 1095 | 438.46 | 11.17 | 1049 | 410.05 |
| 5.50 | 1095 | 438.46 | 11.33 | 1059 | 416.23 |
| 5.67 | 1095 | 438.46 | 11.50 | 1064 | 419.32 |

Tabla 5.2. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (II)

| Tiempo | Conductividad | NaCl | Tiempo | Conductividad | NaCl |
|---------|------------------|--------|---------|------------------|--------|
| Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L | Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L |
| 11.67 | 1071 | 423.64 | 18.50 | 1061 | 417.46 |
| 11.83 | 1072 | 424.26 | 18.67 | 1060 | 416.85 |
| 12.00 | 1074 | 425.49 | 18.83 | 1060 | 416.85 |
| 12.17 | 1075 | 426.11 | 19.00 | 1060 | 416.85 |
| 12.33 | 1077 | 427.35 | 19.17 | 1059 | 416.23 |
| 12.50 | 1076 | 426.73 | 19.33 | 1059 | 416.23 |
| 12.67 | 1077 | 427.35 | 19.50 | 1059 | 416.23 |
| 12.83 | 1076 | 426.73 | 19.67 | 1058 | 415.61 |
| 13.00 | 1075 | 426.11 | 19.83 | 1058 | 415.61 |
| 13.17 | 1075 | 426.11 | 20.00 | 1058 | 415.61 |
| 13.33 | 1074 | 425.49 | 20.17 | 1058 | 415.61 |
| 13.50 | 1075 | 426.11 | 20.33 | 1056 | 414.38 |
| 13.67 | 1074 | 425.49 | 20.50 | 1056 | 414.38 |
| 13.83 | 1073 | 424.87 | 20.67 | 1055 | 413.76 |
| 14.00 | 1073 | 424.87 | 20.83 | 1055 | 413.76 |
| 14.17 | 1073 | 424.87 | 21.00 | 1054 | 413.14 |
| 14.33 | 1072 | 424.26 | 21.17 | 1055 | 413.76 |
| 14.50 | 1072 | 424.26 | 21.33 | 1055 | 413.76 |
| 14.67 | 1072 | 424.26 | 21.50 | 1054 | 413.14 |
| 14.83 | 1072 | 424.26 | 21.67 | 1054 | 413.14 |
| 15.00 | 1071 | 423.64 | 21.83 | 1052 | 411.91 |
| 15.17 | 1070 | 423.02 | 22.00 | 1052 | 411.91 |
| 15.33 | 1070 | 423.02 | 22.17 | 1052 | 411.91 |
| 15.50 | 1070 | 423.02 | 22.33 | 1051 | 411.29 |
| 15.67 | 1069 | 422.40 | 22.50 | 1051 | 411.29 |
| 15.83 | 1068 | 421.79 | 22.67 | 1051 | 411.29 |
| 16.00 | 1068 | 421.79 | 22.83 | 1051 | 411.29 |
| 16.17 | 1067 | 421.17 | 23.00 | 1050 | 410.67 |
| 16.33 | 1067 | 421.17 | 23.17 | 1049 | 410.05 |
| 16.50 | 1063 | 418.70 | 23.33 | 1048 | 409.44 |
| 16.67 | 1065 | 419.93 | 23.50 | 1047 | 408.82 |
| 16.83 | 1065 | 419.93 | 23.67 | 1046 | 408.20 |
| 17.00 | 1066 | 420.55 | 23.83 | 1046 | 408.20 |
| 17.17 | 1064 | 419.32 | 24.00 | 1047 | 408.82 |
| 17.33 | 1064 | 419.32 | 24.17 | 1046 | 408.20 |
| 17.50 | 1063 | 418.70 | 24.33 | 1045 | 407.58 |
| 17.67 | 1064 | 419.32 | 24.50 | 1044 | 406.97 |
| 17.83 | 1063 | 418.70 | 24.67 | 1044 | 406.97 |
| 18.00 | 1063 | 418.70 | 24.83 | 1045 | 407.58 |
| 18.17 | 1061 | 417.46 | 25.00 | 1043 | 406.35 |
| 18.33 | 1062 | 418.08 | 25.17 | 1042 | 405.73 |

Tabla 5.3. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (III).

| Tiempo | Conductividad | NaCl | Tiempo | Conductividad | NaCl |
|---------|------------------|--------|---------|------------------|--------|
| Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L | Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L |
| 25.33 | 1041 | 405.11 | 32.17 | 1026 | 395.85 |
| 25.50 | 1041 | 405.11 | 32.33 | 1026 | 395.85 |
| 25.67 | 1042 | 405.73 | 32.50 | 1025 | 395.23 |
| 25.83 | 1041 | 405.11 | 32.67 | 1025 | 395.23 |
| 26.00 | 1041 | 405.11 | 32.83 | 1024 | 394.61 |
| 26.17 | 1041 | 405.11 | 33.00 | 1024 | 394.61 |
| 26.33 | 1040 | 404.50 | 33.17 | 1025 | 395.23 |
| 26.50 | 1039 | 403.88 | 33.33 | 1023 | 394.00 |
| 26.67 | 1040 | 404.50 | 33.50 | 1023 | 394.00 |
| 26.83 | 1039 | 403.88 | 33.67 | 1023 | 394.00 |
| 27.00 | 1039 | 403.88 | 33.83 | 1023 | 394.00 |
| 27.17 | 1038 | 403.26 | 34.00 | 1022 | 393.38 |
| 27.33 | 1038 | 403.26 | 34.17 | 1023 | 394.00 |
| 27.50 | 1038 | 403.26 | 34.33 | 1022 | 393.38 |
| 27.67 | 1038 | 403.26 | 34.50 | 1020 | 392.14 |
| 27.83 | 1036 | 402.03 | 34.67 | 1021 | 392.76 |
| 28.00 | 1037 | 402.64 | 34.83 | 1020 | 392.14 |
| 28.17 | 1036 | 402.03 | 35.00 | 1019 | 391.53 |
| 28.33 | 1035 | 401.41 | 35.17 | 1019 | 391.53 |
| 28.50 | 1034 | 400.79 | 35.33 | 1018 | 390.91 |
| 28.67 | 1034 | 400.79 | 35.50 | 1018 | 390.91 |
| 28.83 | 1035 | 401.41 | 35.67 | 1018 | 390.91 |
| 29.00 | 1034 | 400.79 | 35.83 | 1018 | 390.91 |
| 29.17 | 1033 | 400.17 | 36.00 | 1018 | 390.91 |
| 29.33 | 1033 | 400.17 | 36.17 | 1016 | 389.67 |
| 29.50 | 1032 | 399.56 | 36.33 | 1016 | 389.67 |
| 29.67 | 1032 | 399.56 | 36.50 | 1017 | 390.29 |
| 29.83 | 1031 | 398.94 | 36.67 | 1015 | 389.06 |
| 30.00 | 1031 | 398.94 | 36.83 | 1016 | 389.67 |
| 30.17 | 1031 | 398.94 | 37.00 | 1015 | 389.06 |
| 30.33 | 1031 | 398.94 | 37.17 | 1015 | 389.06 |
| 30.50 | 1030 | 398.32 | 37.33 | 1014 | 388.44 |
| 30.67 | 1029 | 397.70 | 37.50 | 1014 | 388.44 |
| 30.83 | 1029 | 397.70 | 37.67 | 1013 | 387.82 |
| 31.00 | 1029 | 397.70 | 37.83 | 1013 | 387.82 |
| 31.17 | 1028 | 397.09 | 38.00 | 1012 | 387.20 |
| 31.33 | 1028 | 397.09 | 38.17 | 1013 | 387.82 |
| 31.50 | 1027 | 396.47 | 38.33 | 1012 | 387.20 |
| 31.67 | 1027 | 396.47 | 38.50 | 1011 | 386.59 |
| 31.83 | 1027 | 396.47 | 38.67 | 1011 | 386.59 |
| 32.00 | 1027 | 396.47 | 38.83 | 1011 | 386.59 |

Tabla 5.4. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (IV).

| Tiempo | Conductividad | NaCl | Tiempo | Conductividad | NaCl |
|---------|------------------|--------|---------|------------------|--------|
| Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L | Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L |
| 39.00 | 1011 | 386.59 | 45.83 | 998 | 378.56 |
| 39.17 | 1011 | 386.59 | 46.00 | 997 | 377.94 |
| 39.33 | 1010 | 385.97 | 46.17 | 996 | 377.32 |
| 39.50 | 1010 | 385.97 | 46.33 | 996 | 377.32 |
| 39.67 | 1009 | 385.35 | 46.50 | 996 | 377.32 |
| 39.83 | 1009 | 385.35 | 46.67 | 995 | 376.71 |
| 40.00 | 1009 | 385.35 | 46.83 | 995 | 376.71 |
| 40.17 | 1009 | 385.35 | 47.00 | 994 | 376.09 |
| 40.33 | 1007 | 384.12 | 47.17 | 994 | 376.09 |
| 40.50 | 1008 | 384.73 | 47.33 | 994 | 376.09 |
| 40.67 | 1007 | 384.12 | 47.50 | 994 | 376.09 |
| 40.83 | 1006 | 383.50 | 47.67 | 993 | 375.47 |
| 41.00 | 1007 | 384.12 | 47.83 | 993 | 375.47 |
| 41.17 | 1006 | 383.50 | 48.00 | 992 | 374.85 |
| 41.33 | 1005 | 382.88 | 48.17 | 991 | 374.24 |
| 41.50 | 1005 | 382.88 | 48.33 | 991 | 374.24 |
| 41.67 | 1005 | 382.88 | 48.50 | 991 | 374.24 |
| 41.83 | 1004 | 382.26 | 48.67 | 990 | 373.62 |
| 42.00 | 1004 | 382.26 | 48.83 | 990 | 373.62 |
| 42.17 | 1003 | 381.65 | 49.00 | 990 | 373.62 |
| 42.33 | 1003 | 381.65 | 49.17 | 989 | 373.00 |
| 42.50 | 1003 | 381.65 | 49.33 | 989 | 373.00 |
| 42.67 | 1003 | 381.65 | 49.50 | 989 | 373.00 |
| 42.83 | 1001 | 380.41 | 49.67 | 989 | 373.00 |
| 43.00 | 1001 | 380.41 | 49.83 | 988 | 372.38 |
| 43.17 | 1000 | 379.79 | 50.00 | 988 | 372.38 |
| 43.33 | 1001 | 380.41 | 50.17 | 987 | 371.77 |
| 43.50 | 1001 | 380.41 | 50.33 | 987 | 371.77 |
| 43.67 | 1001 | 380.41 | 50.50 | 986 | 371.15 |
| 43.83 | 1001 | 380.41 | 50.67 | 985 | 370.53 |
| 44.00 | 1001 | 380.41 | 50.83 | 985 | 370.53 |
| 44.17 | 1001 | 380.41 | 51.00 | 982 | 368.68 |
| 44.33 | 1000 | 379.79 | 51.17 | 984 | 369.91 |
| 44.50 | 1000 | 379.79 | 51.33 | 984 | 369.91 |
| 44.67 | 1000 | 379.79 | 51.50 | 984 | 369.91 |
| 44.83 | 1001 | 380.41 | 51.67 | 984 | 369.91 |
| 45.00 | 1000 | 379.79 | 51.83 | 984 | 369.91 |
| 45.17 | 999 | 379.18 | 52.00 | 982 | 368.68 |
| 45.33 | 1000 | 379.79 | 52.17 | 983 | 369.30 |
| 45.50 | 998 | 378.56 | 52.33 | 983 | 369.30 |
| 45.67 | 998 | 378.56 | 52.50 | 982 | 368.68 |

Tabla 5.5. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (V).

| Tiempo | Conductividad | NaCl | Tiempo | Conductividad | NaCl |
|---------|------------------|--------|---------|------------------|--------|
| Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L | Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L |
| 52.67 | 982 | 368.68 | 192.65 | 745 | 222.32 |
| 52.83 | 981 | 368.06 | 197.65 | 738 | 218.00 |
| 53.00 | 981 | 368.06 | 202.65 | 730 | 213.06 |
| 53.17 | 981 | 368.06 | 207.65 | 725 | 209.97 |
| 53.33 | 980 | 367.44 | 212.65 | 718 | 205.64 |
| 53.50 | 981 | 368.06 | 217.65 | 711 | 201.32 |
| 53.67 | 980 | 367.44 | 222.65 | 705 | 197.62 |
| 53.83 | 978 | 366.21 | 227.65 | 699 | 193.91 |
| 54.00 | 979 | 366.83 | 232.65 | 695 | 191.44 |
| 54.17 | 979 | 366.83 | 237.65 | 688 | 187.12 |
| 54.33 | 978 | 366.21 | 242.65 | 682 | 183.41 |
| 54.50 | 978 | 366.21 | 247.65 | 678 | 180.94 |
| 54.67 | 978 | 366.21 | 252.65 | 672 | 177.24 |
| 54.83 | 977 | 365.59 | 257.65 | 666 | 173.53 |
| 55.00 | 977 | 365.59 | 262.65 | 661 | 170.44 |
| 55.17 | 977 | 365.59 | 267.65 | 657 | 167.97 |
| 55.33 | 976 | 364.97 | 272.65 | 652 | 164.89 |
| 55.50 | 976 | 364.97 | 277.65 | 647 | 161.80 |
| 56.23 | 974 | 363.74 | 282.65 | 641 | 158.09 |
| 56.40 | 973 | 363.12 | 287.65 | 638 | 156.24 |
| 56.57 | 973 | 363.12 | 292.65 | 632 | 152.54 |
| 91.90 | 902 | 319.27 | 297.65 | 628 | 150.06 |
| 97.65 | 892 | 313.10 | 302.65 | 622 | 146.36 |
| 102.65 | 884 | 308.16 | 307.65 | 617 | 143.27 |
| 107.65 | 874 | 301.98 | 312.65 | 614 | 141.42 |
| 112.65 | 865 | 296.42 | 317.65 | 609 | 138.33 |
| 117.65 | 858 | 292.10 | 322.65 | 605 | 135.86 |
| 122.65 | 849 | 286.54 | 327.65 | 601 | 133.39 |
| 127.65 | 841 | 281.60 | 332.65 | 597 | 130.92 |
| 132.65 | 832 | 276.05 | 337.65 | 593 | 128.45 |
| 137.65 | 825 | 271.72 | 342.65 | 589 | 125.98 |
| 142.65 | 816 | 266.16 | 347.65 | 585 | 123.51 |
| 147.65 | 808 | 261.22 | 352.65 | 581 | 121.04 |
| 152.65 | 801 | 256.90 | 357.65 | 579 | 119.80 |
| 157.65 | 793 | 251.96 | 362.65 | 574 | 116.72 |
| 162.65 | 785 | 247.02 | 367.65 | 570 | 114.25 |
| 167.65 | 779 | 243.32 | 372.65 | 566 | 111.78 |
| 172.65 | 771 | 238.37 | 377.65 | 564 | 110.54 |
| 177.65 | 765 | 234.67 | 382.65 | 560 | 108.07 |
| 182.65 | 758 | 230.35 | 387.65 | 556 | 105.60 |
| 187.65 | 750 | 225.41 | 392.65 | 553 | 103.75 |

Tabla 5.6. Datos experimentales del ensayo de flujo con NaCl (VI).

| Tiempo | Conductividad | NaCl | Tiempo | Conductividad | NaCl |
|---------|------------------|--------|---------|------------------|-------|
| Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L | Minutos | $\mu\text{S/cm}$ | mg/L |
| 397.65 | 551 | 102.51 | 542.65 | 477 | 56.81 |
| 402.65 | 546 | 99.43 | 547.65 | 475 | 55.58 |
| 407.65 | 544 | 98.19 | 552.65 | 473 | 54.34 |
| 412.65 | 540 | 95.72 | 557.65 | 470 | 52.49 |
| 417.65 | 538 | 94.49 | 562.65 | 469 | 51.87 |
| 422.65 | 534 | 92.02 | 567.65 | 467 | 50.64 |
| 427.65 | 531 | 90.16 | 572.65 | 465 | 49.40 |
| 432.65 | 529 | 88.93 | 577.65 | 463 | 48.17 |
| 437.65 | 525 | 86.46 | 582.65 | 463 | 48.17 |
| 442.65 | 523 | 85.22 | 587.65 | 460 | 46.32 |
| 447.65 | 520 | 83.37 | 592.65 | 458 | 45.08 |
| 452.65 | 517 | 81.52 | 597.65 | 457 | 44.46 |
| 457.65 | 515 | 80.28 | 602.65 | 455 | 43.23 |
| 462.65 | 512 | 78.43 | 607.65 | 453 | 41.99 |
| 467.65 | 509 | 76.58 | 612.65 | 452 | 41.38 |
| 472.65 | 508 | 75.96 | 617.65 | 451 | 40.76 |
| 477.65 | 505 | 74.11 | 622.65 | 449 | 39.52 |
| 482.65 | 503 | 72.87 | 627.65 | 447 | 38.29 |
| 487.65 | 500 | 71.02 | 632.65 | 446 | 37.67 |
| 492.65 | 499 | 70.40 | 637.65 | 444 | 36.44 |
| 497.65 | 496 | 68.55 | 642.65 | 443 | 35.82 |
| 502.65 | 493 | 66.70 | 647.65 | 442 | 35.20 |
| 507.65 | 490 | 64.84 | 652.65 | 440 | 33.97 |
| 512.65 | 489 | 64.23 | 657.65 | 439 | 33.35 |
| 517.65 | 486 | 62.37 | 662.65 | 438 | 32.73 |
| 522.65 | 486 | 62.37 | 667.65 | 438 | 32.73 |
| 527.65 | 482 | 59.90 | 672.65 | 435 | 30.88 |
| 532.65 | 480 | 58.67 | 677.65 | 434 | 30.26 |
| 537.65 | 478 | 57.43 | 682.65 | 433 | 29.64 |

Tabla 5.7. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (I).

| Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina |
|---------|---------------------|-----------|
| Minutos | ppm | ppm |
| 0.00 | 4.3 | 0 |
| 2.00 | 5.06 | 0.76 |
| 4.00 | 4.82 | 0.52 |
| 6.00 | 5.68 | 1.38 |
| 8.00 | 41.4 | 37.1 |
| 10.00 | 67 | 62.7 |
| 12.00 | 89.5 | 85.2 |
| 14.00 | 109 | 104.7 |
| 16.00 | 111 | 106.7 |
| 18.00 | 111 | 106.7 |
| 20.00 | 105 | 100.7 |
| 22.00 | 96.1 | 91.8 |
| 24.00 | 88.9 | 84.6 |
| 26.00 | 86.9 | 82.6 |
| 28.00 | 92.5 | 88.2 |
| 30.00 | 87.1 | 82.8 |
| 32.00 | 80.5 | 76.2 |
| 34.00 | 79.3 | 75 |
| 36.00 | 77.1 | 72.8 |
| 38.00 | 74.4 | 70.1 |
| 40.00 | 71.9 | 67.6 |
| 42.00 | 70.7 | 66.4 |
| 44.00 | 69 | 64.7 |
| 46.00 | 67.8 | 63.5 |
| 48.00 | 66.8 | 62.5 |
| 50.00 | 65 | 60.7 |
| 52.00 | 64.3 | 60 |
| 54.00 | 62.2 | 57.9 |
| 56.00 | 61.5 | 57.2 |
| 58.00 | 60.5 | 56.2 |
| 60.00 | 59.2 | 54.9 |
| 62.00 | 58.7 | 54.4 |
| 64.00 | 57.5 | 53.2 |
| 66.00 | 56.4 | 52.1 |
| 68.00 | 55.5 | 51.2 |
| 70.00 | 54.2 | 49.9 |
| 72.00 | 53.5 | 49.2 |
| 74.00 | 52.9 | 48.6 |
| 76.00 | 52.1 | 47.8 |

| Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina |
|---------|---------------------|-----------|
| Minutos | ppm | ppm |
| 78.00 | 51.2 | 46.9 |
| 80.00 | 50.2 | 45.9 |
| 82.00 | 49.6 | 45.3 |
| 84.00 | 48.5 | 44.2 |
| 86.00 | 48.1 | 43.8 |
| 88.00 | 47.7 | 43.4 |
| 90.00 | 47.1 | 42.8 |
| 92.00 | 46.1 | 41.8 |
| 94.00 | 45.5 | 41.2 |
| 96.00 | 45 | 40.7 |
| 98.00 | 44.1 | 39.8 |
| 100.00 | 43.3 | 39 |
| 102.00 | 42.8 | 38.5 |
| 104.00 | 42.2 | 37.9 |
| 106.00 | 41.3 | 37 |
| 108.00 | 40.9 | 36.6 |
| 110.00 | 40.7 | 36.4 |
| 112.00 | 39.6 | 35.3 |
| 114.00 | 39.3 | 35 |
| 116.00 | 38.8 | 34.5 |
| 118.00 | 38.5 | 34.2 |
| 120.00 | 38.1 | 33.8 |
| 122.00 | 37.5 | 33.2 |
| 124.00 | 37 | 32.7 |
| 126.00 | 36.4 | 32.1 |
| 128.00 | 36.1 | 31.8 |
| 130.00 | 35.2 | 30.9 |
| 132.00 | 34.2 | 29.9 |
| 134.00 | 33.9 | 29.6 |
| 136.00 | 33.3 | 29 |
| 138.00 | 32.8 | 28.5 |
| 140.00 | 32.7 | 28.4 |
| 142.00 | 32.1 | 27.8 |
| 144.00 | 31.8 | 27.5 |
| 146.00 | 31.4 | 27.1 |
| 148.00 | 30.6 | 26.3 |
| 150.00 | 30.5 | 26.2 |
| 152.00 | 30 | 25.7 |
| 154.00 | 29.3 | 25 |

Tabla 5.8. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (II).

| Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina | Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina |
|---------|---------------------|-----------|---------|---------------------|-----------|
| Minutos | ppm | ppm | Minutos | ppm | ppm |
| 156.00 | 29 | 24.7 | 236.00 | 16.2 | 11.9 |
| 158.00 | 28.3 | 24 | 238.00 | 16.1 | 11.8 |
| 160.00 | 28.2 | 23.9 | 240.00 | 15.7 | 11.4 |
| 162.00 | 27.9 | 23.6 | 242.00 | 15.6 | 11.3 |
| 164.00 | 27.7 | 23.4 | 244.00 | 15.4 | 11.1 |
| 166.00 | 26.7 | 22.4 | 246.00 | 15.2 | 10.9 |
| 168.00 | 26.8 | 22.5 | 248.00 | 15.2 | 10.9 |
| 170.00 | 26.8 | 22.5 | 250.00 | 14.5 | 10.2 |
| 172.00 | 26 | 21.7 | 252.00 | 14.8 | 10.5 |
| 174.00 | 25.7 | 21.4 | 254.00 | 14.5 | 10.2 |
| 176.00 | 25.2 | 20.9 | 256.00 | 14.3 | 10 |
| 178.00 | 24.9 | 20.6 | 258.00 | 13.9 | 9.6 |
| 180.00 | 24.5 | 20.2 | 260.00 | 13.8 | 9.5 |
| 182.00 | 24 | 19.7 | 262.00 | 13.5 | 9.2 |
| 184.00 | 24.1 | 19.8 | 264.00 | 13.4 | 9.1 |
| 186.00 | 23.5 | 19.2 | 266.00 | 13.3 | 9 |
| 188.00 | 23.3 | 19 | 268.00 | 13 | 8.7 |
| 190.00 | 22.7 | 18.4 | 270.00 | 12.6 | 8.3 |
| 192.00 | 22.6 | 18.3 | 272.00 | 12.8 | 8.5 |
| 194.00 | 22.1 | 17.8 | 274.00 | 12.5 | 8.2 |
| 196.00 | 21.7 | 17.4 | 276.00 | 12.6 | 8.3 |
| 198.00 | 21.8 | 17.5 | 278.00 | 12.2 | 7.9 |
| 200.00 | 21.1 | 16.8 | 280.00 | 12.2 | 7.9 |
| 202.00 | 20.9 | 16.6 | 282.00 | 12.2 | 7.9 |
| 204.00 | 20.5 | 16.2 | 284.00 | 11.7 | 7.4 |
| 206.00 | 20.4 | 16.1 | 286.00 | 11.8 | 7.5 |
| 208.00 | 19.9 | 15.6 | 288.00 | 11.8 | 7.5 |
| 210.00 | 19.4 | 15.1 | 290.00 | 11.9 | 7.6 |
| 212.00 | 19.4 | 15.1 | 292.00 | 11.3 | 7 |
| 214.00 | 18.9 | 14.6 | 294.00 | 11.2 | 6.9 |
| 216.00 | 18.9 | 14.6 | 296.00 | 11 | 6.7 |
| 218.00 | 19 | 14.7 | 298.00 | 11 | 6.7 |
| 220.00 | 18.5 | 14.2 | 300.00 | 10.7 | 6.4 |
| 222.00 | 18.4 | 14.1 | 302.00 | 10.8 | 6.5 |
| 224.00 | 17.8 | 13.5 | 304.00 | 11 | 6.7 |
| 226.00 | 17.2 | 12.9 | 306.00 | 10.5 | 6.2 |
| 228.00 | 17.4 | 13.1 | 308.00 | 10.5 | 6.2 |
| 230.00 | 17.1 | 12.8 | 310.00 | 10.4 | 6.1 |
| 232.00 | 16.9 | 12.6 | 312.00 | 9.84 | 5.54 |
| 234.00 | 16.4 | 12.1 | 314.00 | 10.3 | 6 |

Tabla 5.9. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (III).

| Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina | Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina |
|---------|---------------------|-----------|---------|---------------------|-----------|
| Minutos | ppm | ppm | Minutos | ppm | ppm |
| 316.00 | 9.97 | 5.67 | 396.00 | 6.99 | 2.69 |
| 318.00 | 9.69 | 5.39 | 398.00 | 6.98 | 2.68 |
| 320.00 | 9.86 | 5.56 | 400.00 | 6.93 | 2.63 |
| 322.00 | 9.74 | 5.44 | 402.00 | 6.65 | 2.35 |
| 324.00 | 9.78 | 5.48 | 404.00 | 6.87 | 2.57 |
| 326.00 | 9.41 | 5.11 | 406.00 | 6.9 | 2.6 |
| 328.00 | 9.53 | 5.23 | 408.00 | 6.74 | 2.44 |
| 330.00 | 9.36 | 5.06 | 410.00 | 6.53 | 2.23 |
| 332.00 | 9.36 | 5.06 | 412.00 | 6.75 | 2.45 |
| 334.00 | 8.95 | 4.65 | 414.00 | 6.85 | 2.55 |
| 336.00 | 8.76 | 4.46 | 416.00 | 6.5 | 2.2 |
| 338.00 | 8.68 | 4.38 | 418.00 | 6.9 | 2.6 |
| 340.00 | 8.66 | 4.36 | 420.00 | 6.51 | 2.21 |
| 342.00 | 8.5 | 4.2 | 422.00 | 6.27 | 1.97 |
| 344.00 | 8.43 | 4.13 | 424.00 | 6.48 | 2.18 |
| 346.00 | 8.44 | 4.14 | 426.00 | 6.28 | 1.98 |
| 348.00 | 8.49 | 4.19 | 428.00 | 6.61 | 2.31 |
| 350.00 | 8 | 3.7 | 430.00 | 6.55 | 2.25 |
| 352.00 | 8.4 | 4.1 | 432.00 | 6.14 | 1.84 |
| 354.00 | 8.45 | 4.15 | 434.00 | 6.21 | 1.91 |
| 356.00 | 8.26 | 3.96 | 436.00 | 6.52 | 2.22 |
| 358.00 | 8.01 | 3.71 | 438.00 | 6.32 | 2.02 |
| 360.00 | 7.7 | 3.4 | 440.00 | 6.2 | 1.9 |
| 362.00 | 7.98 | 3.68 | 442.00 | 6.23 | 1.93 |
| 364.00 | 7.87 | 3.57 | 444.00 | 6.27 | 1.97 |
| 366.00 | 7.73 | 3.43 | 446.00 | 6.14 | 1.84 |
| 368.00 | 7.64 | 3.34 | 448.00 | 6.21 | 1.91 |
| 370.00 | 7.34 | 3.04 | 450.00 | 6.07 | 1.77 |
| 372.00 | 7.68 | 3.38 | 452.00 | 6.24 | 1.94 |
| 374.00 | 7.55 | 3.25 | 454.00 | 6.09 | 1.79 |
| 376.00 | 7.59 | 3.29 | 456.00 | 6.04 | 1.74 |
| 378.00 | 7.41 | 3.11 | 458.00 | 6.12 | 1.82 |
| 380.00 | 7.41 | 3.11 | 460.00 | 5.73 | 1.43 |
| 382.00 | 7.19 | 2.89 | 462.00 | 6.21 | 1.91 |
| 384.00 | 7.28 | 2.98 | 464.00 | 5.75 | 1.45 |
| 386.00 | 7.37 | 3.07 | 466.00 | 5.78 | 1.48 |
| 388.00 | 7.19 | 2.89 | 468.00 | 6.32 | 2.02 |
| 390.00 | 7.21 | 2.91 | 470.00 | 5.64 | 1.34 |
| 392.00 | 7.28 | 2.98 | 472.00 | 5.97 | 1.67 |
| 394.00 | 6.98 | 2.68 | 474.00 | 5.84 | 1.54 |

Tabla 5.10. Datos experimentales del ensayo de flujo con Rhodamina WT (IV)

| Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina |
|---------|---------------------|-----------|
| Minutos | ppm | ppm |
| 476.00 | 5.51 | 1.21 |
| 478.00 | 5.67 | 1.37 |
| 480.00 | 5.84 | 1.54 |
| 482.00 | 5.89 | 1.59 |
| 484.00 | 5.81 | 1.51 |
| 486.00 | 5.61 | 1.31 |
| 488.00 | 5.53 | 1.23 |
| 490.00 | 5.52 | 1.22 |
| 492.00 | 5.8 | 1.5 |
| 494.00 | 5.82 | 1.52 |
| 496.00 | 5.33 | 1.03 |
| 498.00 | 5.49 | 1.19 |
| 500.00 | 5.87 | 1.57 |
| 502.00 | 5.43 | 1.13 |
| 504.00 | 5.53 | 1.23 |
| 506.00 | 5.44 | 1.14 |
| 508.00 | 5.65 | 1.35 |
| 510.00 | 5.72 | 1.42 |
| 512.00 | 5.4 | 1.1 |

| Tiempo | Lectura Fluorímetro | Rhodamina |
|---------|---------------------|-----------|
| Minutos | ppm | ppm |
| 514.00 | 5.64 | 1.34 |
| 516.00 | 5.78 | 1.48 |
| 518.00 | 5.33 | 1.03 |
| 520.00 | 5.2 | 0.9 |
| 522.00 | 5.54 | 1.24 |
| 524.00 | 5.48 | 1.18 |
| 526.00 | 5.47 | 1.17 |
| 528.00 | 5.37 | 1.07 |
| 530.00 | 4.95 | 0.65 |
| 532.00 | 5.07 | 0.77 |
| 534.00 | 5.31 | 1.01 |
| 536.00 | 5.06 | 0.76 |
| 538.00 | 5.01 | 0.71 |
| 540.00 | 5.02 | 0.72 |
| 542.00 | 4.99 | 0.69 |
| 544.00 | 5.02 | 0.72 |
| 546.00 | 4.89 | 0.59 |
| 548.00 | 5.13 | 0.83 |
| 550.00 | 4.92 | 0.62 |
| 552.00 | 4.84 | 0.54 |
| 554.00 | 4.95 | 0.65 |

ANEXO II. DATOS DE LOS ENSAYOS DE OXIGENACIÓN.

Tabla 5.11. Condiciones de experimentación para el ensayo sin tapa.

| VARIABLE | VALOR | UNIDADES |
|------------------------|-------|----------------|
| $Q_{\text{aireación}}$ | 0 | L/min |
| $A_{\text{membranas}}$ | 0 | m ² |
| T_{agua} | 20 | °C |
| C_s | 9.1 | mg/L |

Tabla 5.12. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo sin tapa (I).

| Tiempo | OD _{agua} | Tiempo | OD _{agua} | Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|---------|--------------------|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L | Minutos | mg/L | Minutos | mg/L |
| 0.00 | 0.29 | 82.00 | 2.37 | 252.00 | 4.65 |
| 1.00 | 0.35 | 87.00 | 2.45 | 257.00 | 4.71 |
| 2.00 | 0.39 | 92.00 | 2.54 | 262.00 | 4.76 |
| 3.00 | 0.4 | 97.00 | 2.62 | 267.00 | 4.82 |
| 4.00 | 0.44 | 102.00 | 2.71 | 272.00 | 4.87 |
| 5.00 | 0.45 | 107.00 | 2.79 | 277.00 | 4.91 |
| 6.00 | 0.45 | 112.00 | 2.87 | 282.00 | 4.96 |
| 7.00 | 0.47 | 117.00 | 2.95 | 287.00 | 4.99 |
| 8.00 | 0.49 | 122.00 | 3.03 | 292.00 | 5.06 |
| 9.00 | 0.5 | 127.00 | 3.1 | 297.00 | 5.08 |
| 10.00 | 0.52 | 132.00 | 3.18 | 302.00 | 5.14 |
| 11.00 | 0.54 | 137.00 | 3.27 | 307.00 | 5.2 |
| 12.00 | 0.57 | 142.00 | 3.33 | 312.00 | 5.24 |
| 13.00 | 0.6 | 147.00 | 3.38 | 317.00 | 5.29 |
| 14.00 | 0.62 | 152.00 | 3.45 | 322.00 | 5.36 |
| 15.00 | 0.67 | 157.00 | 3.54 | 327.00 | 5.35 |
| 16.00 | 0.7 | 162.00 | 3.6 | 332.00 | 5.42 |
| 17.00 | 0.73 | 167.00 | 3.66 | 337.00 | 5.45 |
| 18.00 | 0.73 | 172.00 | 3.74 | 342.00 | 5.48 |
| 19.00 | 0.74 | 177.00 | 3.79 | 347.00 | 5.55 |
| 27.00 | 1 | 182.00 | 3.85 | 352.00 | 5.6 |
| 32.00 | 1.01 | 187.00 | 3.9 | 357.00 | 5.63 |
| 37.00 | 1.01 | 192.00 | 3.97 | 362.00 | 5.66 |
| 42.00 | 1.03 | 197.00 | 4.05 | 367.00 | 5.71 |
| 47.00 | 1.57 | 202.00 | 4.11 | 372.00 | 5.74 |
| 52.00 | 1.73 | 207.00 | 4.14 | 377.00 | 5.77 |
| 57.00 | 1.86 | 212.00 | 4.22 | 382.00 | 5.83 |
| 62.00 | 1.97 | 217.00 | 4.29 | 387.00 | 5.85 |
| 67.00 | 2.08 | 222.00 | 4.32 | 392.00 | 5.88 |
| 72.00 | 2.17 | 227.00 | 4.39 | 397.00 | 5.92 |
| 77.00 | 2.27 | 232.00 | 4.45 | 402.00 | 5.94 |
| | | 237.00 | 4.52 | 407.00 | 5.99 |
| | | 242.00 | 4.58 | 412.00 | 6.02 |

Tabla 5.13. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo sin tapa (II).

| Tiempo | OD _{agua} | Tiempo | OD _{agua} | Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|---------|--------------------|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L | Minutos | mg/L | Minutos | mg/L |
| 422.00 | 6.07 | 647.00 | 7.23 | 872.00 | 7.82 |
| 427.00 | 6.11 | 652.00 | 7.24 | 877.00 | 7.83 |
| 432.00 | 6.13 | 657.00 | 7.26 | 882.00 | 7.84 |
| 437.00 | 6.2 | 662.00 | 7.29 | 887.00 | 7.84 |
| 442.00 | 6.22 | 667.00 | 7.3 | 892.00 | 7.84 |
| 447.00 | 6.24 | 672.00 | 7.32 | 897.00 | 7.85 |
| 452.00 | 6.27 | 677.00 | 7.34 | 902.00 | 7.86 |
| 457.00 | 6.3 | 682.00 | 7.37 | 907.00 | 7.86 |
| 462.00 | 6.36 | 687.00 | 7.38 | 912.00 | 7.86 |
| 467.00 | 6.36 | 692.00 | 7.4 | 917.00 | 7.88 |
| 472.00 | 6.38 | 697.00 | 7.42 | 922.00 | 7.89 |
| 477.00 | 6.45 | 702.00 | 7.42 | 927.00 | 7.88 |
| 482.00 | 6.46 | 707.00 | 7.45 | 932.00 | 7.89 |
| 487.00 | 6.47 | 712.00 | 7.46 | 937.00 | 7.89 |
| 492.00 | 6.53 | 717.00 | 7.5 | 942.00 | 7.91 |
| 497.00 | 6.55 | 722.00 | 7.5 | 947.00 | 7.9 |
| 502.00 | 6.57 | 727.00 | 7.52 | 952.00 | 7.91 |
| 507.00 | 6.6 | 732.00 | 7.53 | 957.00 | 7.91 |
| 512.00 | 6.61 | 737.00 | 7.55 | 962.00 | 7.92 |
| 517.00 | 6.64 | 742.00 | 7.56 | 967.00 | 7.92 |
| 522.00 | 6.67 | 747.00 | 7.58 | 972.00 | 7.93 |
| 527.00 | 6.7 | 752.00 | 7.58 | 977.00 | 7.92 |
| 532.00 | 6.7 | 757.00 | 7.6 | 982.00 | 7.94 |
| 537.00 | 6.74 | 762.00 | 7.61 | 987.00 | 7.93 |
| 542.00 | 6.78 | 767.00 | 7.64 | 992.00 | 7.93 |
| 547.00 | 6.78 | 772.00 | 7.64 | 997.00 | 7.94 |
| 552.00 | 6.81 | 777.00 | 7.65 | 1002.00 | 7.94 |
| 557.00 | 6.83 | 782.00 | 7.67 | 1007.00 | 7.94 |
| 562.00 | 6.87 | 787.00 | 7.68 | 1012.00 | 7.95 |
| 567.00 | 6.88 | 792.00 | 7.68 | 1017.00 | 7.95 |
| 572.00 | 6.9 | 797.00 | 7.71 | 1022.00 | 7.95 |
| 577.00 | 6.94 | 802.00 | 7.72 | 1027.00 | 7.95 |
| 582.00 | 6.95 | 807.00 | 7.73 | 1032.00 | 7.95 |
| 587.00 | 6.97 | 812.00 | 7.73 | 1037.00 | 7.95 |
| 592.00 | 7.01 | 817.00 | 7.74 | 1042.00 | 7.96 |
| 597.00 | 7.02 | 822.00 | 7.75 | 1047.00 | 7.95 |
| 602.00 | 7.03 | 827.00 | 7.76 | 1052.00 | 7.96 |
| 607.00 | 7.06 | 832.00 | 7.77 | 1057.00 | 7.96 |
| 612.00 | 7.08 | 837.00 | 7.77 | 1062.00 | 7.96 |
| 617.00 | 7.1 | 842.00 | 7.78 | 1067.00 | 7.96 |
| 622.00 | 7.11 | 847.00 | 7.79 | 1072.00 | 7.96 |
| 627.00 | 7.14 | 852.00 | 7.8 | 1077.00 | 7.96 |
| 632.00 | 7.16 | 857.00 | 7.81 | 1082.00 | 7.96 |
| 637.00 | 7.18 | 862.00 | 7.82 | 1087.00 | 7.98 |

Tabla 5.14. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo sin tapa (III).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 1097.00 | 7.97 |
| 1102.00 | 7.97 |
| 1107.00 | 7.97 |
| 1112.00 | 7.98 |
| 1117.00 | 7.98 |
| 1122.00 | 7.98 |
| 1127.00 | 7.98 |
| 1132.00 | 7.98 |
| 1137.00 | 7.98 |
| 1142.00 | 7.98 |

Tabla 5.15. Condiciones de experimentación para el ensayo con tapa.

| VARIABLE | VALOR | UNIDADES |
|--------------------------|-------|----------------|
| Q _{aireación} | 0 | L/min |
| A _{superficial} | 0.04 | m ² |
| T _{agua} | 23 | °C |
| C _s | 8.6 | mg/L |

Tabla 5.16. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con tapa (I).

| Tiempo | OD _{agua} | Tiempo | OD _{agua} | Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|---------|--------------------|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L | Minutos | mg/L | Minutos | mg/L |
| 0.00 | 0 | 9.50 | 0.17 | 19.00 | 0.35 |
| 0.50 | 0.01 | 10.00 | 0.18 | 19.50 | 0.36 |
| 1.00 | 0.01 | 10.50 | 0.19 | 20.00 | 0.37 |
| 1.50 | 0.02 | 11.00 | 0.19 | 20.50 | 0.38 |
| 2.00 | 0.03 | 11.50 | 0.21 | 21.00 | 0.39 |
| 2.50 | 0.04 | 12.00 | 0.21 | 21.50 | 0.4 |
| 3.00 | 0.05 | 12.50 | 0.22 | 22.00 | 0.41 |
| 3.50 | 0.06 | 13.00 | 0.23 | 22.50 | 0.42 |
| 4.00 | 0.06 | 13.50 | 0.24 | 23.00 | 0.43 |
| 4.50 | 0.07 | 14.00 | 0.25 | 23.50 | 0.44 |
| 5.00 | 0.08 | 14.50 | 0.26 | 24.00 | 0.45 |
| 5.50 | 0.09 | 15.00 | 0.27 | 24.50 | 0.46 |
| 6.00 | 0.1 | 15.50 | 0.28 | 25.00 | 0.46 |
| 6.50 | 0.11 | 16.00 | 0.29 | 25.50 | 0.47 |
| 7.00 | 0.12 | 16.50 | 0.3 | 26.00 | 0.48 |
| 7.50 | 0.13 | 17.00 | 0.31 | 26.50 | 0.49 |
| 8.00 | 0.14 | 17.50 | 0.32 | 27.00 | 0.5 |
| 8.50 | 0.15 | 18.00 | 0.33 | 27.50 | 0.52 |
| 9.00 | 0.16 | 18.50 | 0.34 | 28.00 | 0.52 |
| | | | | 28.50 | 0.53 |

Tabla 5.17.Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con tapa (II).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 29.00 | 0.54 |
| 29.50 | 0.55 |
| 30.00 | 0.56 |
| 30.50 | 0.57 |
| 31.00 | 0.58 |
| 31.50 | 0.59 |
| 32.00 | 0.6 |
| 32.50 | 0.61 |
| 33.00 | 0.62 |
| 33.50 | 0.63 |
| 34.00 | 0.64 |
| 34.50 | 0.65 |
| 35.00 | 0.65 |
| 35.50 | 0.66 |
| 36.00 | 0.67 |
| 36.50 | 0.68 |
| 37.00 | 0.69 |
| 37.50 | 0.7 |
| 38.00 | 0.71 |
| 38.50 | 0.72 |
| 39.00 | 0.73 |
| 39.50 | 0.74 |
| 41.12 | 0.77 |
| 42.12 | 0.79 |
| 43.12 | 0.8 |
| 44.12 | 0.82 |
| 45.12 | 0.84 |
| 46.12 | 0.86 |
| 47.12 | 0.88 |
| 48.12 | 0.9 |
| 49.12 | 0.91 |
| 50.12 | 0.93 |
| 51.12 | 0.95 |
| 52.12 | 0.97 |
| 53.12 | 0.98 |
| 54.12 | 1 |
| 55.12 | 1.02 |
| 56.12 | 1.04 |
| 57.12 | 1.05 |
| 58.12 | 1.07 |
| 59.12 | 1.09 |
| 60.12 | 1.11 |
| 61.12 | 1.12 |
| 62.12 | 1.14 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 64.12 | 1.17 |
| 65.12 | 1.19 |
| 66.12 | 1.21 |
| 67.12 | 1.22 |
| 68.12 | 1.24 |
| 69.12 | 1.26 |
| 70.12 | 1.27 |
| 71.12 | 1.29 |
| 72.12 | 1.31 |
| 73.12 | 1.33 |
| 74.12 | 1.34 |
| 75.12 | 1.36 |
| 76.12 | 1.38 |
| 77.12 | 1.39 |
| 78.12 | 1.41 |
| 79.12 | 1.43 |
| 80.12 | 1.44 |
| 81.12 | 1.46 |
| 82.12 | 1.47 |
| 83.12 | 1.49 |
| 84.12 | 1.51 |
| 85.12 | 1.52 |
| 86.12 | 1.54 |
| 87.12 | 1.55 |
| 88.12 | 1.57 |
| 89.12 | 1.58 |
| 90.12 | 1.6 |
| 91.12 | 1.62 |
| 92.12 | 1.63 |
| 93.12 | 1.65 |
| 94.12 | 1.66 |
| 95.12 | 1.68 |
| 96.12 | 1.7 |
| 97.12 | 1.71 |
| 98.12 | 1.72 |
| 99.12 | 1.74 |
| 100.12 | 1.76 |
| 101.12 | 1.77 |
| 102.12 | 1.79 |
| 103.12 | 1.8 |
| 104.12 | 1.82 |
| 105.12 | 1.83 |
| 106.12 | 1.85 |
| 107.12 | 1.86 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 109.12 | 1.89 |
| 110.12 | 1.91 |
| 111.12 | 1.92 |
| 112.12 | 1.93 |
| 113.12 | 1.95 |
| 114.12 | 1.96 |
| 115.12 | 1.98 |
| 116.12 | 1.99 |
| 117.12 | 2.01 |
| 118.12 | 2.02 |
| 119.12 | 2.04 |
| 120.12 | 2.05 |
| 121.12 | 2.06 |
| 122.12 | 2.08 |
| 123.12 | 2.09 |
| 124.12 | 2.11 |
| 125.12 | 2.12 |
| 126.12 | 2.14 |
| 127.12 | 2.15 |
| 128.12 | 2.17 |
| 129.12 | 2.18 |
| 130.12 | 2.19 |
| 131.12 | 2.2 |
| 132.12 | 2.22 |
| 133.12 | 2.23 |
| 134.12 | 2.25 |
| 135.12 | 2.26 |
| 136.12 | 2.27 |
| 137.12 | 2.29 |
| 138.12 | 2.3 |
| 139.12 | 2.32 |
| 140.12 | 2.33 |
| 141.12 | 2.35 |
| 142.12 | 2.36 |
| 143.12 | 2.37 |
| 144.12 | 2.39 |
| 145.12 | 2.4 |
| 146.12 | 2.41 |
| 147.12 | 2.43 |
| 148.12 | 2.44 |
| 149.12 | 2.45 |
| 150.12 | 2.47 |
| 151.12 | 2.48 |
| 152.12 | 2.49 |

Tabla 5.18. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con tapa (II).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 154.12 | 2.52 |
| 155.12 | 2.53 |
| 156.12 | 2.54 |
| 157.12 | 2.56 |
| 158.12 | 2.57 |
| 159.12 | 2.59 |
| 160.12 | 2.6 |
| 161.12 | 2.61 |
| 162.12 | 2.62 |
| 163.12 | 2.64 |
| 164.12 | 2.65 |
| 165.12 | 2.66 |
| 166.12 | 2.68 |
| 167.12 | 2.69 |

Tabla 5.19. Condiciones de experimentación para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

| VARIABLE | VALOR | UNIDADES |
|------------------------|-------|----------------|
| $Q_{\text{aireación}}$ | 0.04 | L/min |
| Área membrana | 0.28 | m ² |
| T_{agua} | 21.3 | °C |
| Cs | 8.7 | mg/L |

Tabla 5.20. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (I).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 0.0 | 0.01 |
| 0.5 | 0.02 |
| 1.0 | 0.03 |
| 1.5 | 0.05 |
| 2.0 | 0.09 |
| 2.5 | 0.12 |
| 3.0 | 0.17 |
| 3.5 | 0.2 |
| 4.0 | 0.24 |
| 4.5 | 0.29 |
| 5.0 | 0.33 |
| 5.5 | 0.37 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 6.5 | 0.46 |
| 7.0 | 0.51 |
| 7.5 | 0.55 |
| 8.0 | 0.6 |
| 8.5 | 0.65 |
| 9.0 | 0.69 |
| 9.5 | 0.74 |
| 10.0 | 0.79 |
| 10.5 | 0.84 |
| 11.0 | 0.88 |
| 11.5 | 0.93 |
| 12.0 | 0.97 |
| 12.5 | 1.02 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 13.0 | 1.06 |
| 13.5 | 1.11 |
| 13.8 | 1.14 |
| 14.8 | 1.23 |
| 15.8 | 1.32 |
| 16.8 | 1.4 |
| 17.8 | 1.49 |
| 18.8 | 1.57 |
| 19.8 | 1.65 |
| 20.8 | 1.72 |
| 21.8 | 1.81 |
| 22.8 | 1.89 |
| 23.8 | 1.97 |

Tabla 5.21. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (II).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 24.8 | 2.05 |
| 25.8 | 2.13 |
| 26.8 | 2.21 |
| 27.8 | 2.29 |
| 28.8 | 2.36 |
| 29.8 | 2.44 |
| 30.8 | 2.51 |
| 31.8 | 2.59 |
| 32.8 | 2.66 |
| 33.8 | 2.73 |
| 34.8 | 2.8 |
| 35.8 | 2.87 |
| 36.8 | 2.94 |
| 37.8 | 3.01 |
| 38.8 | 3.08 |
| 39.8 | 3.15 |
| 40.8 | 3.21 |
| 41.8 | 3.28 |
| 42.8 | 3.35 |
| 43.8 | 3.41 |
| 44.8 | 3.46 |
| 45.8 | 3.52 |
| 46.8 | 3.58 |
| 47.8 | 3.64 |
| 48.8 | 3.7 |
| 49.8 | 3.76 |
| 50.8 | 3.82 |
| 51.8 | 3.87 |
| 52.8 | 3.92 |
| 53.8 | 3.98 |
| 54.8 | 4.04 |
| 55.8 | 4.09 |
| 56.8 | 4.15 |
| 57.8 | 4.2 |
| 58.8 | 4.26 |
| 59.8 | 4.31 |
| 60.8 | 4.36 |
| 61.8 | 4.41 |
| 62.8 | 4.46 |
| 63.8 | 4.51 |
| 64.8 | 4.57 |
| 65.8 | 4.61 |
| 66.8 | 4.66 |
| 67.8 | 4.71 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 68.8 | 4.75 |
| 69.8 | 4.81 |
| 70.8 | 4.85 |
| 71.8 | 4.9 |
| 72.8 | 4.94 |
| 73.8 | 4.99 |
| 74.8 | 5.04 |
| 75.8 | 5.08 |
| 76.8 | 5.12 |
| 77.8 | 5.17 |
| 78.8 | 5.21 |
| 79.8 | 5.25 |
| 80.8 | 5.29 |
| 81.8 | 5.33 |
| 82.8 | 5.37 |
| 83.8 | 5.41 |
| 84.8 | 5.45 |
| 85.8 | 5.49 |
| 86.8 | 5.52 |
| 87.8 | 5.57 |
| 88.8 | 5.62 |
| 89.8 | 5.66 |
| 90.8 | 5.69 |
| 91.8 | 5.73 |
| 92.8 | 5.77 |
| 93.8 | 5.8 |
| 94.8 | 5.84 |
| 95.8 | 5.87 |
| 96.8 | 5.91 |
| 97.8 | 5.94 |
| 98.8 | 5.97 |
| 99.8 | 6.01 |
| 100.8 | 6.04 |
| 101.8 | 6.07 |
| 102.8 | 6.1 |
| 103.8 | 6.13 |
| 104.8 | 6.24 |
| 105.8 | 6.27 |
| 106.8 | 6.3 |
| 107.8 | 6.33 |
| 108.8 | 6.36 |
| 109.8 | 6.38 |
| 110.8 | 6.41 |
| 111.8 | 6.44 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 112.8 | 6.47 |
| 113.8 | 6.5 |
| 114.8 | 6.53 |
| 115.8 | 6.55 |
| 116.8 | 6.58 |
| 117.8 | 6.6 |
| 118.8 | 6.63 |
| 119.8 | 6.65 |
| 120.8 | 6.68 |
| 121.8 | 6.7 |
| 122.8 | 6.72 |
| 123.8 | 6.75 |
| 124.8 | 6.77 |
| 125.8 | 6.8 |
| 126.8 | 6.82 |
| 127.8 | 6.84 |
| 128.8 | 6.86 |
| 129.8 | 6.89 |
| 130.8 | 6.91 |
| 131.8 | 6.93 |
| 132.8 | 6.95 |
| 133.8 | 6.98 |
| 134.8 | 7 |
| 135.8 | 7.02 |
| 136.8 | 7.04 |
| 137.8 | 7.06 |
| 138.8 | 7.08 |
| 139.8 | 7.1 |
| 140.8 | 7.12 |
| 141.8 | 7.14 |
| 142.8 | 7.16 |
| 143.8 | 7.18 |
| 144.8 | 7.2 |
| 145.8 | 7.22 |
| 146.8 | 7.24 |
| 147.8 | 7.26 |
| 148.8 | 7.27 |
| 149.8 | 7.29 |
| 150.8 | 7.31 |
| 151.8 | 7.33 |
| 152.8 | 7.35 |
| 153.8 | 7.36 |
| 154.8 | 7.38 |
| 155.8 | 7.4 |

Tabla 5.22. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min (III).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 156.8 | 7.42 |
| 157.8 | 7.43 |
| 158.8 | 7.45 |
| 159.8 | 7.46 |
| 160.8 | 7.48 |
| 161.8 | 7.5 |
| 162.8 | 7.51 |
| 163.8 | 7.53 |
| 164.8 | 7.54 |
| 165.8 | 7.56 |
| 166.8 | 7.58 |
| 167.8 | 7.59 |
| 168.8 | 7.6 |
| 169.8 | 7.62 |
| 170.8 | 7.63 |
| 171.8 | 7.65 |
| 172.8 | 7.66 |
| 173.8 | 7.67 |
| 174.8 | 7.69 |
| 175.8 | 7.7 |
| 176.8 | 7.71 |
| 177.8 | 7.73 |
| 178.8 | 7.75 |
| 179.8 | 7.76 |
| 180.8 | 7.77 |
| 181.8 | 7.78 |
| 182.8 | 7.79 |
| 183.8 | 7.81 |
| 184.8 | 7.82 |
| 185.8 | 7.84 |
| 186.8 | 7.85 |
| 187.8 | 7.86 |
| 188.8 | 7.87 |
| 189.8 | 7.88 |
| 190.8 | 7.89 |
| 191.8 | 7.91 |
| 192.8 | 7.92 |
| 193.8 | 7.93 |
| 194.8 | 7.95 |
| 195.8 | 7.95 |
| 196.8 | 7.97 |
| 197.8 | 7.97 |
| 198.8 | 7.99 |
| 199.8 | 8 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 200.8 | 8.01 |
| 201.8 | 8.02 |
| 202.8 | 8.03 |
| 203.8 | 8.04 |
| 204.8 | 8.05 |
| 205.8 | 8.07 |
| 206.8 | 8.07 |
| 207.8 | 8.08 |
| 208.8 | 8.09 |
| 209.8 | 8.1 |
| 210.8 | 8.11 |
| 211.8 | 8.12 |
| 212.8 | 8.13 |
| 213.8 | 8.14 |
| 214.8 | 8.15 |
| 215.8 | 8.16 |
| 216.8 | 8.17 |
| 217.8 | 8.17 |
| 218.8 | 8.19 |
| 219.8 | 8.2 |
| 220.8 | 8.2 |
| 221.8 | 8.21 |
| 222.8 | 8.22 |
| 223.8 | 8.23 |
| 224.8 | 8.23 |
| 225.8 | 8.24 |
| 226.8 | 8.25 |
| 227.8 | 8.27 |
| 228.8 | 8.27 |
| 229.8 | 8.28 |
| 230.8 | 8.29 |
| 231.8 | 8.3 |
| 232.8 | 8.31 |
| 233.8 | 8.32 |
| 234.8 | 8.33 |
| 235.8 | 8.33 |
| 236.8 | 8.34 |
| 237.8 | 8.34 |
| 238.8 | 8.36 |
| 239.8 | 8.36 |
| 240.8 | 8.37 |
| 241.8 | 8.37 |
| 242.8 | 8.38 |
| 243.8 | 8.38 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 244.8 | 8.39 |
| 245.8 | 8.4 |
| 246.8 | 8.4 |
| 247.8 | 8.41 |
| 248.8 | 8.42 |
| 249.8 | 8.43 |
| 250.8 | 8.43 |
| 251.8 | 8.44 |
| 252.8 | 8.45 |
| 253.8 | 8.46 |
| 254.8 | 8.46 |
| 255.8 | 8.47 |
| 256.8 | 8.48 |
| 257.8 | 8.48 |
| 258.8 | 8.48 |
| 259.8 | 8.5 |
| 260.8 | 8.5 |
| 261.8 | 8.5 |
| 262.8 | 8.51 |
| 263.8 | 8.52 |
| 264.8 | 8.52 |
| 265.8 | 8.53 |
| 266.8 | 8.53 |
| 267.8 | 8.54 |
| 268.8 | 8.55 |
| 269.8 | 8.55 |
| 270.8 | 8.55 |
| 271.8 | 8.56 |
| 272.8 | 8.56 |
| 273.8 | 8.57 |
| 274.8 | 8.57 |
| 275.8 | 8.58 |
| 276.8 | 8.59 |
| 277.8 | 8.59 |
| 278.8 | 8.59 |
| 279.8 | 8.6 |
| 280.8 | 8.61 |
| 281.8 | 8.61 |
| 282.8 | 8.62 |
| 283.8 | 8.62 |
| 284.8 | 8.63 |
| 285.8 | 8.63 |
| 286.8 | 8.63 |
| 287.8 | 8.64 |

Tabla 5.23. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2}= 0.04$ L/min (IV).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 288.8 | 8.65 |
| 289.8 | 8.65 |
| 290.8 | 8.66 |
| 291.8 | 8.66 |
| 292.8 | 8.67 |
| 293.8 | 8.67 |
| 294.8 | 8.68 |
| 295.8 | 8.68 |
| 296.8 | 8.68 |
| 297.8 | 8.69 |
| 298.8 | 8.69 |
| 299.8 | 8.7 |

Tabla 5.24. Datos de la sonda de oxígeno en aire para el ensayo con membranas y $Q_{O_2}= 0.04$ L/min.

| Tiempo | O ₂ |
|---------|----------------|
| Minutos | % |
| 0 | 17.7 |
| 1 | 17.5 |
| 1.5 | 17.4 |
| 2 | 17.3 |
| 2.5 | 17.2 |
| 3.5 | 17.1 |
| 4 | 17 |
| 5 | 16.9 |
| 6.5 | 16.8 |
| 11.5 | 16.9 |
| 18 | 17 |
| 21 | 17.1 |
| 22 | 17.2 |
| 29 | 17.3 |
| 32 | 17.4 |
| 35 | 17.5 |
| 39 | 17.6 |
| 44 | 17.7 |
| 46 | 17.8 |

| Tiempo | O ₂ |
|---------|----------------|
| Minutos | % |
| 48 | 17.9 |
| 50 | 18 |
| 56 | 18.1 |
| 63 | 18.2 |
| 69 | 18.3 |
| 73 | 18.4 |
| 80 | 18.5 |
| 84 | 18.6 |
| 90 | 18.7 |
| 96 | 18.8 |
| 102 | 18.9 |
| 108 | 19 |
| 115 | 19.1 |
| 122 | 19.2 |
| 132 | 19.3 |
| 144 | 19.4 |
| 155 | 19.5 |
| 170 | 19.6 |
| 188 | 19.7 |
| 210 | 19.8 |

Tabla 5.25. Condiciones de experimentación para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

| VARIABLE | VALOR | UNIDADES |
|------------------------|-------|----------------|
| $Q_{\text{aireación}}$ | 0.04 | L/min |
| Área membrana | 0.28 | m ² |
| T_{agua} | 24.91 | °C |
| Cs | 8.2 | mg/L |

Tabla 5.26. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min (I).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 0.00 | 0 |
| 0.50 | 0.02 |
| 0.98 | 0.05 |
| 1.48 | 0.08 |
| 1.98 | 0.11 |
| 2.48 | 0.15 |
| 2.98 | 0.17 |
| 3.50 | 0.21 |
| 4.00 | 0.26 |
| 4.50 | 0.3 |
| 4.98 | 0.34 |
| 5.48 | 0.38 |
| 5.98 | 0.43 |
| 6.50 | 0.47 |
| 6.98 | 0.54 |
| 8.00 | 0.63 |
| 9.00 | 0.71 |
| 9.98 | 0.79 |
| 10.98 | 0.88 |
| 11.98 | 0.97 |
| 13.00 | 1.06 |
| 13.98 | 1.13 |
| 14.98 | 1.22 |
| 15.98 | 1.3 |
| 17.00 | 1.38 |
| 17.98 | 1.46 |
| 18.98 | 1.53 |
| 19.98 | 1.61 |
| 20.98 | 1.69 |
| 21.98 | 1.77 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 23.98 | 1.92 |
| 24.98 | 1.99 |
| 25.98 | 2.06 |
| 26.98 | 2.13 |
| 27.98 | 2.21 |
| 28.98 | 2.28 |
| 29.98 | 2.35 |
| 31.00 | 2.41 |
| 32.00 | 2.48 |
| 33.00 | 2.55 |
| 34.00 | 2.62 |
| 34.98 | 2.68 |
| 35.98 | 2.75 |
| 36.98 | 2.81 |
| 38.00 | 2.87 |
| 38.98 | 2.94 |
| 40.00 | 3 |
| 41.00 | 3.06 |
| 42.00 | 3.12 |
| 43.00 | 3.18 |
| 44.00 | 3.24 |
| 45.00 | 3.3 |
| 46.00 | 3.36 |
| 47.00 | 3.41 |
| 48.00 | 3.47 |
| 49.00 | 3.53 |
| 49.98 | 3.58 |
| 50.98 | 3.64 |
| 51.98 | 3.69 |
| 52.98 | 3.74 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 54.98 | 3.85 |
| 56.00 | 3.9 |
| 57.00 | 3.95 |
| 57.98 | 4 |
| 58.98 | 4.05 |
| 59.98 | 4.1 |
| 61.00 | 4.15 |
| 62.00 | 4.19 |
| 63.00 | 4.24 |
| 64.00 | 4.29 |
| 65.00 | 4.33 |
| 66.00 | 4.37 |
| 67.00 | 4.42 |
| 68.00 | 4.46 |
| 68.98 | 4.5 |
| 69.98 | 4.55 |
| 70.98 | 4.59 |
| 71.98 | 4.63 |
| 72.98 | 4.67 |
| 73.98 | 4.71 |
| 75.00 | 4.75 |
| 76.00 | 4.79 |
| 77.00 | 4.83 |
| 78.00 | 4.87 |
| 79.00 | 4.9 |
| 79.98 | 4.94 |
| 80.98 | 4.98 |
| 81.98 | 5.02 |
| 82.98 | 5.05 |
| 83.98 | 5.09 |

5.27. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min (II).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 85.98 | 5.16 |
| 86.98 | 5.19 |
| 88.00 | 5.23 |
| 89.00 | 5.26 |
| 90.00 | 5.3 |
| 91.00 | 5.33 |
| 92.00 | 5.36 |
| 93.00 | 5.39 |
| 94.00 | 5.43 |
| 94.98 | 5.46 |
| 95.98 | 5.49 |
| 96.98 | 5.51 |
| 97.98 | 5.54 |
| 98.98 | 5.57 |
| 99.98 | 5.6 |
| 100.98 | 5.64 |
| 101.98 | 5.67 |
| 102.98 | 5.7 |
| 103.98 | 5.72 |
| 104.98 | 5.75 |
| 105.98 | 5.78 |
| 106.98 | 5.81 |
| 107.98 | 5.84 |
| 108.98 | 5.86 |
| 109.98 | 5.89 |
| 111.00 | 5.92 |
| 112.00 | 5.94 |
| 113.00 | 5.96 |
| 114.00 | 5.98 |
| 115.00 | 6.01 |
| 116.00 | 6.04 |
| 117.00 | 6.06 |
| 118.00 | 6.09 |
| 118.98 | 6.11 |
| 119.98 | 6.13 |
| 120.98 | 6.15 |
| 121.98 | 6.18 |
| 122.98 | 6.2 |
| 123.98 | 6.22 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 124.98 | 6.24 |
| 125.98 | 6.26 |
| 126.98 | 6.28 |
| 127.98 | 6.3 |
| 128.98 | 6.32 |
| 129.98 | 6.34 |
| 130.98 | 6.36 |
| 131.98 | 6.39 |
| 132.98 | 6.4 |
| 133.98 | 6.42 |
| 134.98 | 6.44 |
| 135.98 | 6.46 |
| 140.28 | 6.53 |
| 141.28 | 6.55 |
| 142.30 | 6.57 |
| 143.37 | 6.58 |
| 144.37 | 6.6 |
| 145.37 | 6.62 |
| 146.37 | 6.64 |
| 147.37 | 6.65 |
| 148.37 | 6.68 |
| 149.37 | 6.69 |
| 150.37 | 6.7 |
| 151.37 | 6.72 |
| 152.37 | 6.74 |
| 153.38 | 6.75 |
| 154.37 | 6.77 |
| 155.37 | 6.79 |
| 156.37 | 6.8 |
| 157.37 | 6.82 |
| 158.35 | 6.84 |
| 159.35 | 6.85 |
| 160.35 | 6.87 |
| 161.35 | 6.88 |
| 162.35 | 6.9 |
| 163.35 | 6.91 |
| 164.35 | 6.92 |
| 165.37 | 6.94 |
| 166.37 | 6.96 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 167.37 | 6.97 |
| 168.35 | 6.98 |
| 169.35 | 7 |
| 170.37 | 7.01 |
| 171.37 | 7.02 |
| 172.37 | 7.03 |
| 173.35 | 7.05 |
| 174.35 | 7.07 |
| 175.35 | 7.07 |
| 176.37 | 7.08 |
| 177.37 | 7.1 |
| 178.37 | 7.12 |
| 179.35 | 7.13 |
| 180.37 | 7.14 |
| 181.37 | 7.15 |
| 182.35 | 7.16 |
| 183.37 | 7.18 |
| 184.37 | 7.18 |
| 185.35 | 7.2 |
| 186.35 | 7.21 |
| 187.35 | 7.22 |
| 188.35 | 7.23 |
| 189.35 | 7.25 |
| 190.35 | 7.26 |
| 191.35 | 7.27 |
| 192.37 | 7.28 |
| 193.37 | 7.29 |
| 194.35 | 7.29 |
| 195.35 | 7.31 |
| 196.35 | 7.32 |
| 197.37 | 7.33 |
| 198.35 | 7.35 |
| 199.35 | 7.35 |
| 200.37 | 7.35 |
| 201.37 | 7.38 |
| 202.37 | 7.38 |
| 203.37 | 7.4 |
| 204.37 | 7.4 |
| 205.37 | 7.42 |

Tabla 5.28. Datos de la sonda de oxígeno en agua para el ensayo con membranas y $Q_{O_2}= 0.1$ L/min (III).

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 206.37 | 7.43 |
| 207.35 | 7.44 |
| 208.35 | 7.45 |
| 209.35 | 7.46 |
| 210.35 | 7.48 |
| 211.37 | 7.49 |
| 212.37 | 7.5 |
| 213.35 | 7.51 |
| 214.35 | 7.52 |
| 215.35 | 7.53 |
| 216.37 | 7.53 |
| 217.37 | 7.55 |

| Tiempo | OD _{agua} |
|---------|--------------------|
| Minutos | mg/L |
| 218.35 | 7.55 |
| 219.35 | 7.57 |
| 220.35 | 7.58 |
| 221.35 | 7.59 |
| 222.37 | 7.6 |
| 223.37 | 7.61 |
| 224.37 | 7.62 |
| 225.37 | 7.63 |
| 226.35 | 7.63 |
| 227.35 | 7.64 |
| 228.35 | 7.65 |
| 229.37 | 7.66 |
| 230.37 | 7.67 |

Tabla 5.29. Datos de la sonda de oxígeno en aire para el ensayo con membranas y $Q_{O_2}= 0.1$ L/min.

| Tiempo | O ₂ |
|---------|----------------|
| Minutos | % |
| 0.0 | 18.8 |
| 5.0 | 18.9 |
| 16.0 | 19.0 |
| 25.0 | 19.1 |
| 38.0 | 19.2 |
| 55.0 | 19.3 |
| 70.0 | 19.4 |
| 80.0 | 19.5 |
| 100.0 | 19.6 |
| 115.0 | 19.7 |
| 131.0 | 19.8 |
| 160.4 | 19.9 |
| 201.4 | 20.0 |

ANEXO III. IMÁGENES DE LAS CURVAS OBTEIDAS CON EL CurveExpert®

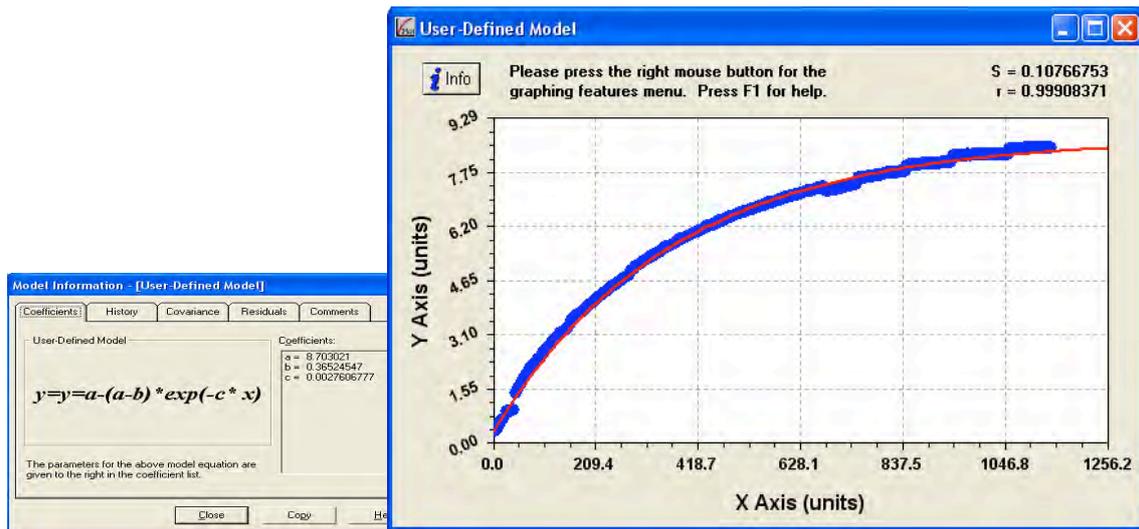


Figura 5.1. Curva con CurveExpert® del ensayo de oxigenación sin tapa.

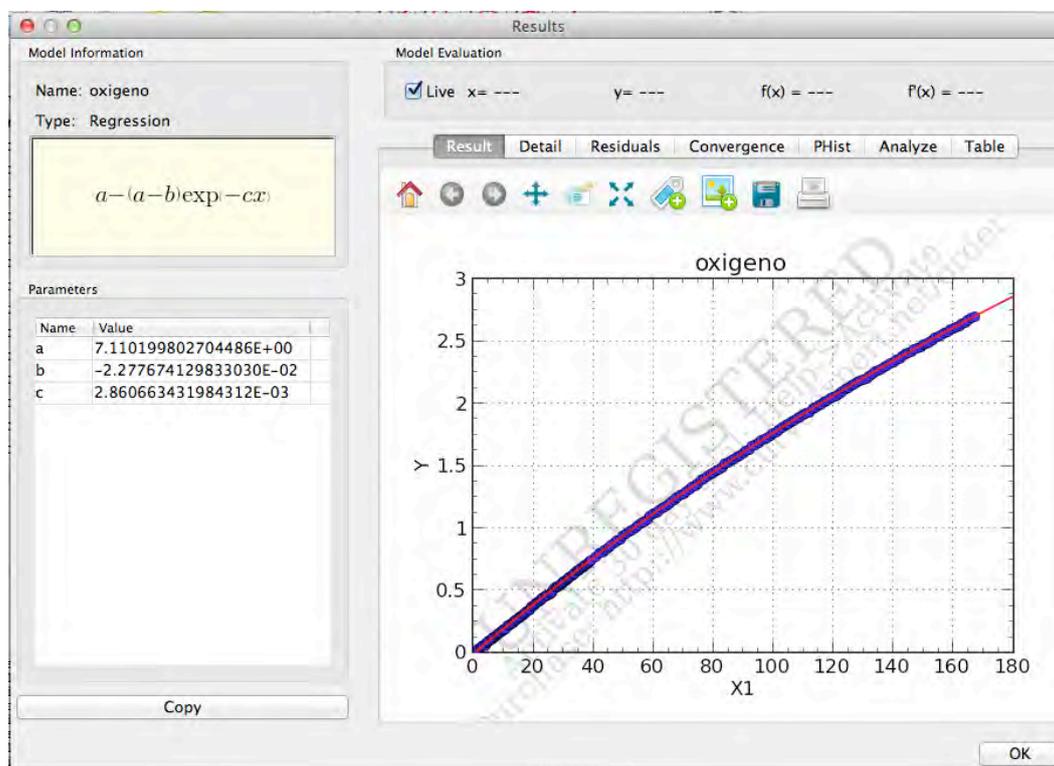


Figura 5.2. Curva con CurveExpert® del ensayo de oxigenación con tapa.

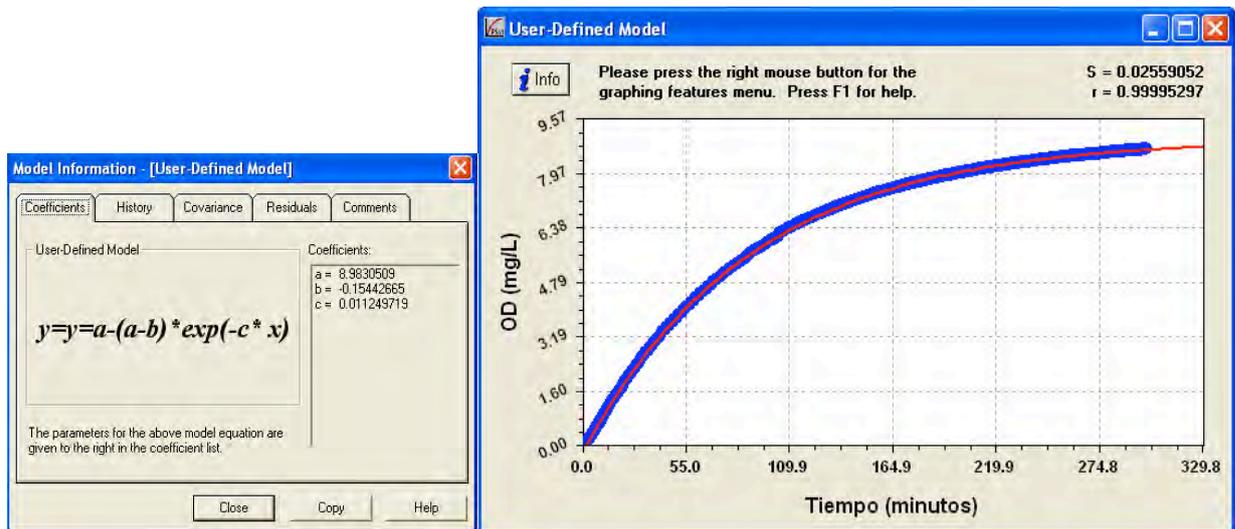


Figura 5.3. Curva con CurveExpert® del ensayo de oxigenación con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

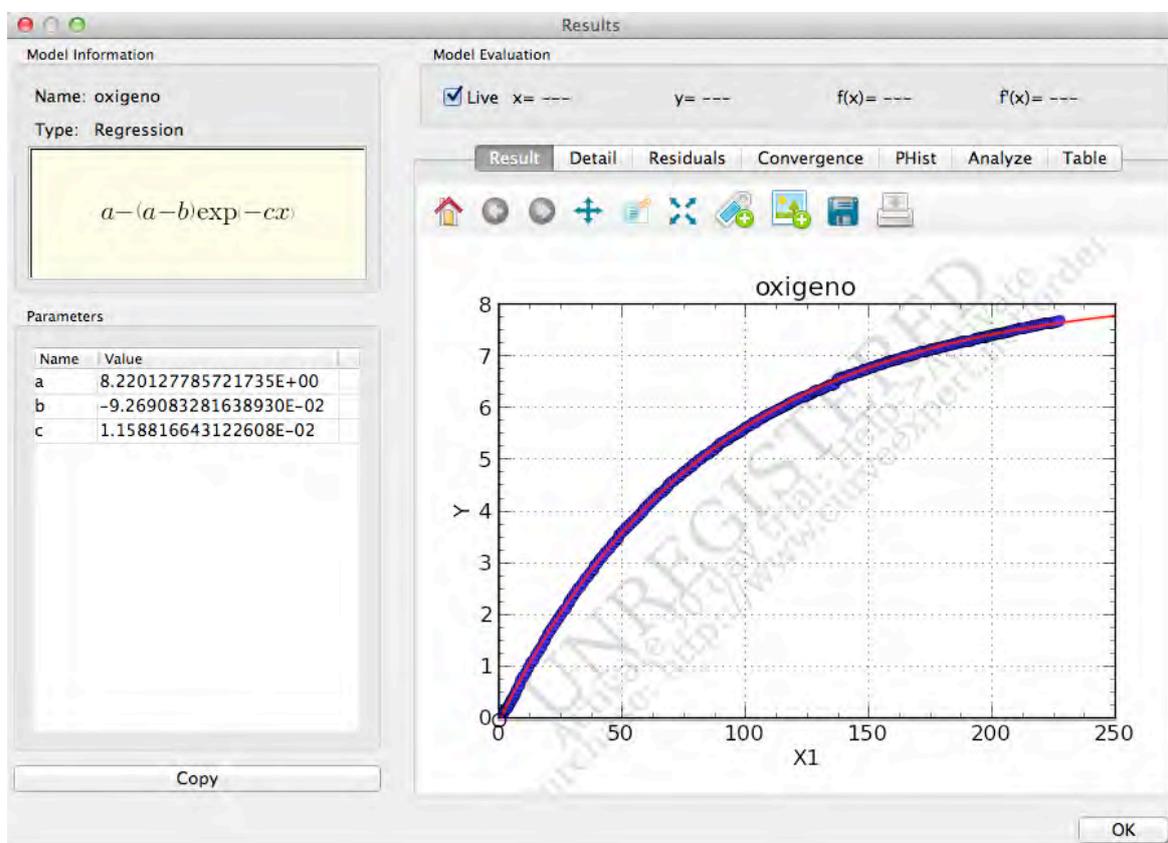


Figura 5.4. Curva con CurveExpert® del ensayo de oxigenación con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

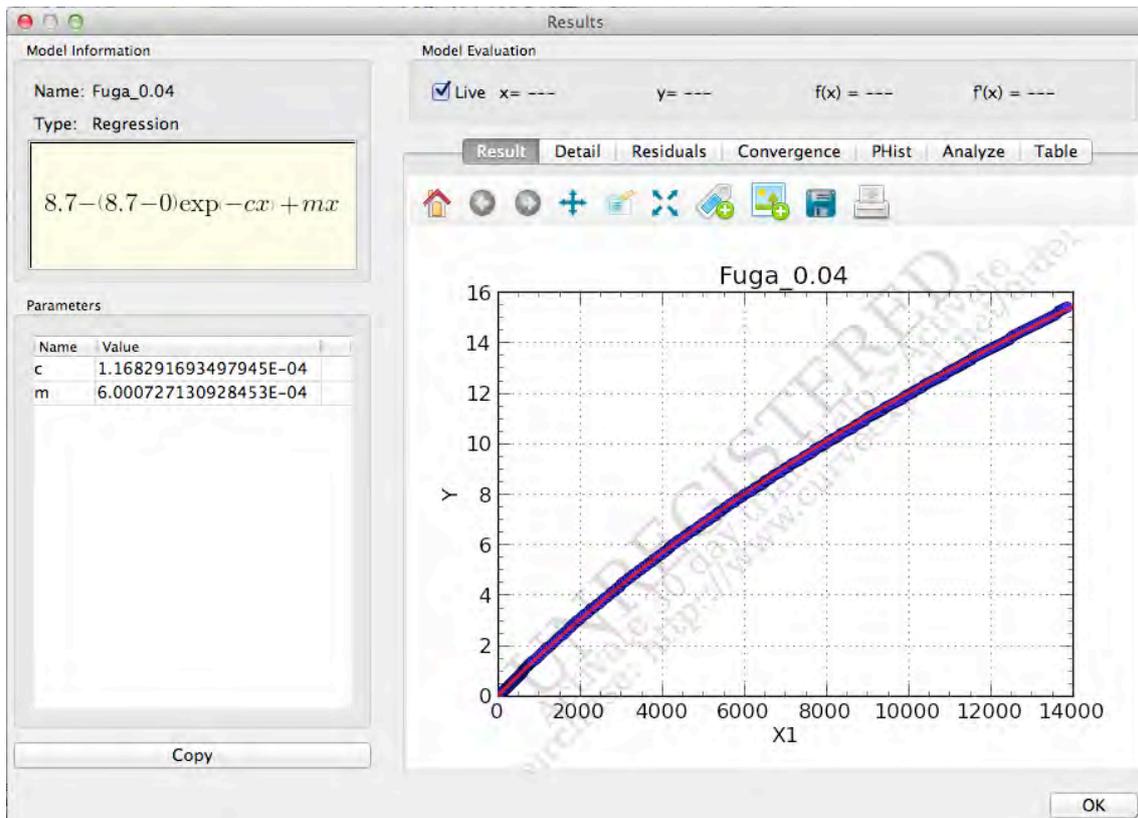


Figura 5.5. Representación y valores para la curva correspondiente al oxígeno aportado por las membranas suponiendo que existe una fuga para un $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

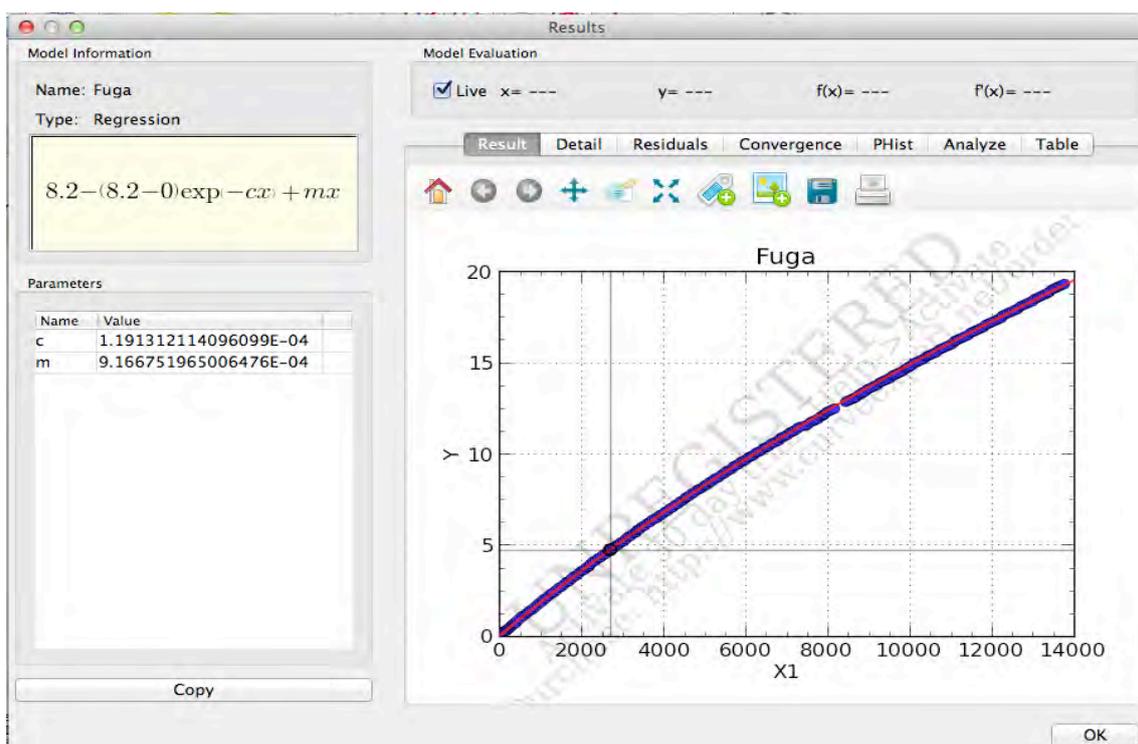


Figura 5.6. Representación y valores para la curva correspondiente al oxígeno aportado por las membranas suponiendo que existe una fuga para un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

ANEXO IV. REPRESENTACIONES EN EXCEL® DE LA Ecuación 2.10.

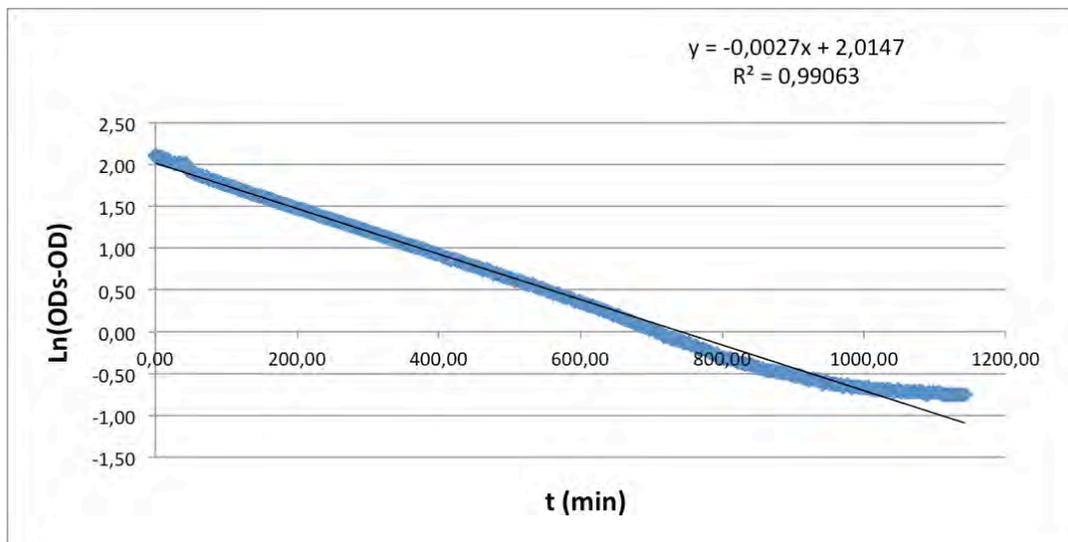


Figura 5.7. Linealización para la obtención de $K_{L,a}$ de los datos correspondientes al ensayo sin tapa.

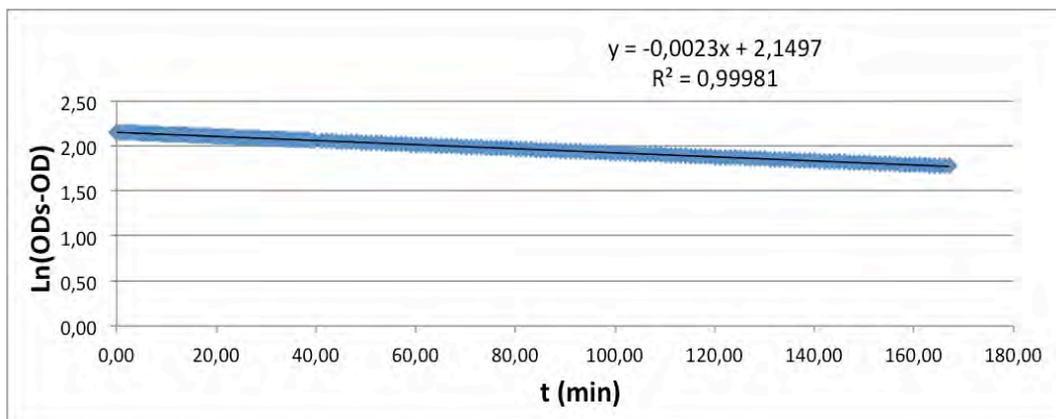


Figura 5.8. Linealización para la obtención de $K_{L,a}$ de los datos correspondientes al ensayo con tapa.

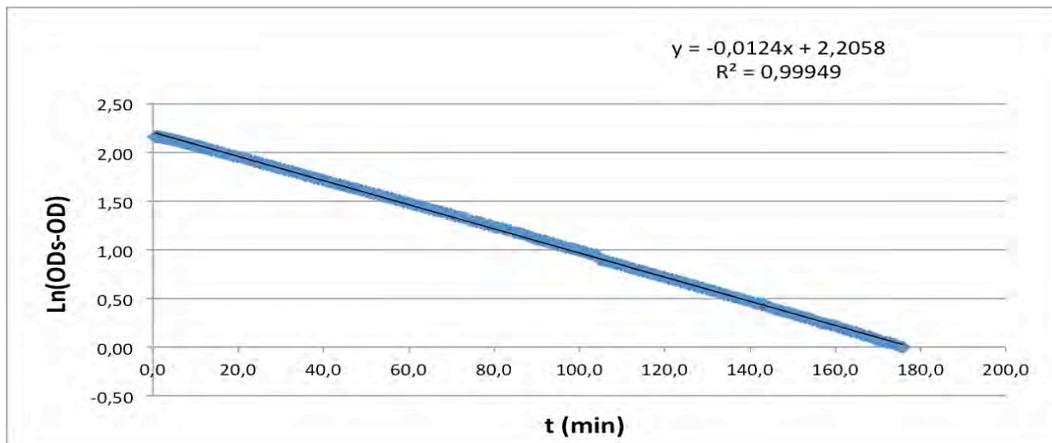


Figura 5.9. Linealización para la obtención de $K_L a$ de los datos correspondientes al ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

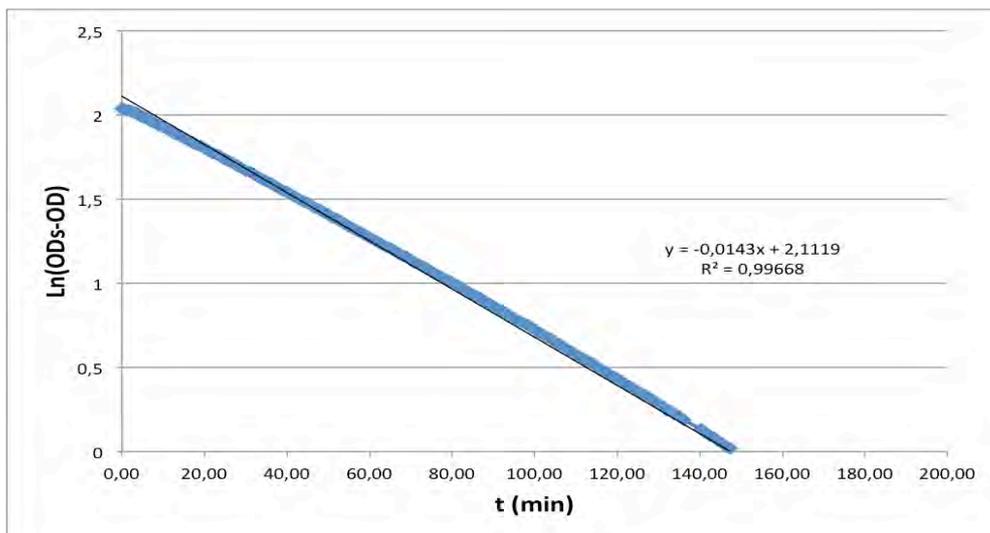


Figura 5.10. Linealización para la obtención de $K_L a$ de los datos correspondientes al ensayo con membranas y $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

ANEXO V. REPRESENTACIONES DE LOS CÁLCULOS REALIZADOS EN LA COMPARATIVA DEL OXÍGENO APORTADO CON MEMBRANAS Y EL OD EN AGUA.

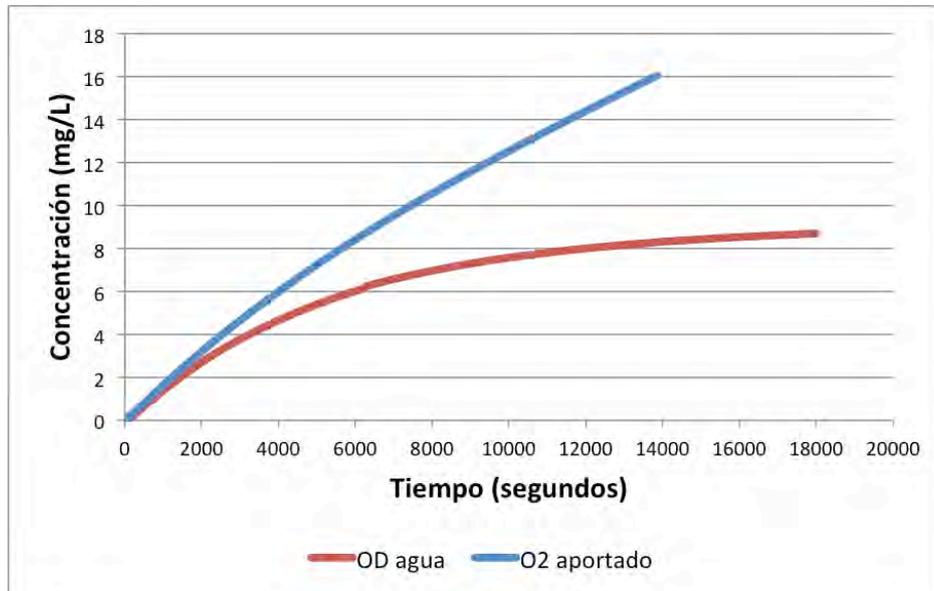


Figura 5.11. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado por las membranas para un tiempo t para $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

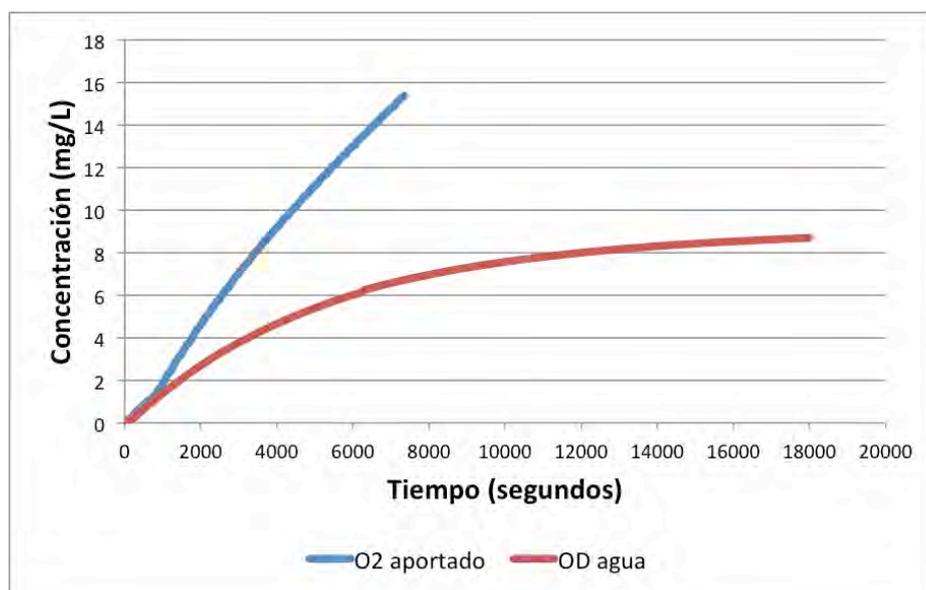


Figura 5.12. Oxígeno disuelto en agua vs. concentración de oxígeno aportado a las membranas para un tiempo t teniendo en cuenta el retardo teórico calculado para la sonda de oxígeno en aire con un $Q_{O_2} = 0.04$ L/min.

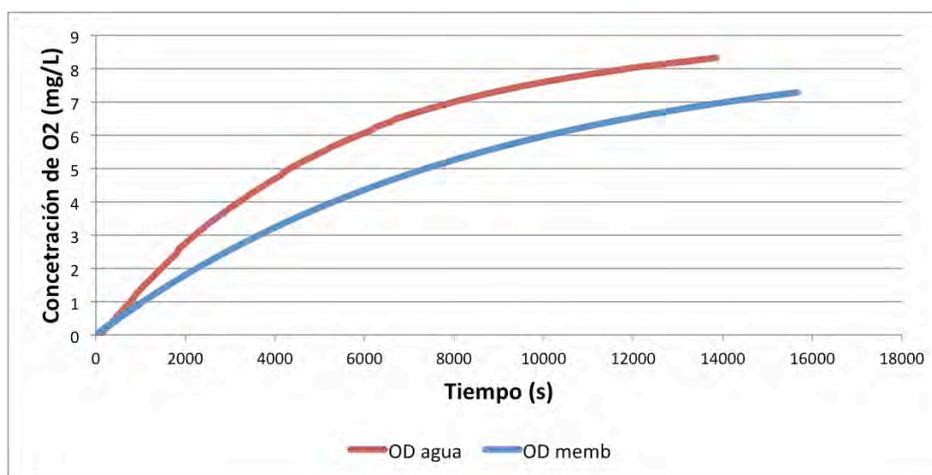


Figura 5.13. Representación del oxígeno aportado sin fuga vs. OD agua para cada tiempo t con un $Q_{O_2} = 0.1$ L/min.

ANEXO VI. RESULTADOS ANALÍTICOS DE LA EXPERIMENTACIÓN CON RBSOMh.

Tabla 5.30. Resultados analíticos correspondientes a la primera etapa.

| Afluente | | | | Efluente | | | | | | |
|----------|-------------|--------------------------------------|------------|-------------------|----------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|------------|------------|
| Día | DQO mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | Nt mg/L | DQO total mg/L | DQO filtrada mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | NO ₂ ⁻ mg/L | NO ₃ ⁻ mg/L | Nt mg/L | SS mg/L |
| 07/03/12 | 400.0 | 55.0 | - | 400.0 | 338.0 | 55.0 | - | - | - | - |
| 08/03/12 | 400.0 | 54.5 | - | 400.0 | 338.0 | 41.5 | - | - | - | 110.0 |
| 09/03/12 | 203.3 | 54.5 | - | 203.3 | 140.5 | 43.2 | - | - | - | 60.0 |

Tabla 5.31.Resultados analíticos correspondientes a la segunda etapa (I).

| Día | Afluente | | | Efluente | | | | | | |
|----------|-------------|--------------------------------------|------------|-------------------|----------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|------------|------------|
| | DQO mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | Nt mg/L | DQO total mg/L | DQO filtrada mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | NO ₂ ⁻ mg/L | NO ₃ ⁻ mg/L | Nt mg/L | SS mg/L |
| 10/03/12 | 38.9 | 54.5 | - | 38.9 | 26.9 | 42.6 | - | - | - | 5.0 |
| 11/03/12 | 41.9 | 68.0 | - | 41.9 | 17.9 | 50.0 | 0.2 | - | - | 5.0 |
| 12/03/12 | 26.9 | 68.0 | - | 26.9 | 26.9 | 38.5 | - | - | - | 5.0 |
| 13/03/12 | 24.3 | 68.0 | - | 24.3 | 22.7 | 46.0 | - | - | - | - |
| 18/03/12 | 67.5 | 79.0 | - | 67.5 | 11.1 | 47.0 | - | 2.8 | - | 15.0 |
| 19/03/12 | 193.4 | 57.5 | - | 193.4 | 9.4 | 54.8 | - | 2.2 | - | 20.0 |
| 20/03/12 | 34.5 | 57.5 | - | 34.5 | 11.0 | 50.5 | 0.0 | 3.0 | - | 33.3 |
| 21/03/12 | 28.9 | 64.5 | - | 28.9 | 12.8 | 61.3 | 0.0 | 4.1 | - | 23.3 |
| 22/03/12 | 20.9 | 64.5 | - | 20.9 | 11.2 | 51.3 | 0.1 | 5.6 | - | 16.7 |
| 23/03/12 | 0.0 | 67.5 | - | 0.0 | 0.0 | 32.5 | 0.3 | 8.4 | - | 0.0 |
| 24/03/12 | 19.4 | 67.5 | - | 19.4 | 3.3 | 50.0 | 0.4 | 12.1 | - | 43.3 |
| 25/03/12 | 341.0 | 71.5 | - | 341.0 | 9.7 | 61.5 | 2.4 | 11.4 | - | 156.7 |
| 26/03/12 | 150.3 | 62.0 | 109.5 | 150.3 | 9.7 | 52.3 | 2.9 | 10.1 | 93.0 | 76.7 |
| 27/03/12 | 150.3 | 62.0 | 93.5 | 150.3 | 9.7 | 44.3 | 4.0 | 8.9 | 90.5 | 193.3 |
| 28/03/12 | 80.8 | 61.5 | 91.5 | 80.8 | 33.9 | 56.0 | 10.5 | 5.8 | 84.0 | 66.7 |
| 29/03/12 | 46.9 | 61.5 | 99.5 | 46.9 | 22.7 | 53.3 | 12.3 | 8.3 | 84.0 | 13.3 |
| 30/03/12 | 58.2 | 77.0 | 94.0 | 58.2 | 22.6 | 40.0 | 12.0 | 8.2 | 88.0 | - |
| 31/03/12 | 32.3 | 61.0 | 84.0 | 32.3 | 35.7 | 41.5 | 12.5 | 13.7 | 82.0 | 10.0 |
| 01/04/12 | 25.8 | 72.5 | 89.0 | 25.8 | 25.8 | 53.5 | 14.0 | 13.3 | 88.0 | 5.0 |
| 02/04/12 | 40.4 | 72.5 | 111.0 | 40.4 | 22.6 | 50.8 | 14.3 | 12.9 | 96.0 | 30.0 |
| 03/04/12 | 24.3 | 73.5 | - | 24.3 | 25.9 | 51.5 | 14.3 | 8.5 | - | 4.0 |
| 04/04/12 | 37.2 | 73.5 | 87.5 | 37.2 | 17.8 | 51.8 | 14.8 | 8.2 | 84.0 | 8.0 |

Tabla 5.32. Resultados analíticos correspondientes a la segunda etapa (II).

| Día | Afluente | | | Efluente | | | | | | |
|----------|-------------|--------------------------------------|------------|-------------------|----------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|------------|------------|
| | DQO mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | Nt mg/L | DQO total mg/L | DQO filtrada mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | NO ₂ ⁻ mg/L | NO ₃ ⁻ mg/L | Nt mg/L | SS mg/L |
| 05/04/12 | 25.9 | 84.5 | 78.5 | 25.9 | 27.5 | 49.3 | 16.3 | 15.3 | 65.0 | 8.0 |
| 06/04/12 | 30.7 | 84.5 | 74.0 | 30.7 | 32.3 | 49.8 | 16.0 | 14.3 | 71.5 | 10.0 |
| 07/04/12 | 42.9 | 79.0 | 91.5 | 42.9 | 27.0 | 46.8 | 15.0 | 12.3 | 84.0 | 10.0 |
| 08/04/12 | 39.8 | 68.0 | - | 39.8 | 14.3 | 51.3 | 16.8 | 10.6 | - | 40.0 |
| 09/04/12 | 133.3 | 84.5 | - | 133.3 | 51.8 | 53.0 | 7.5 | 16.0 | - | 20.0 |
| 10/04/12 | 45.5 | 57.0 | - | 45.5 | 26.7 | 37.0 | 1.5 | 21.0 | - | 30.0 |
| 11/04/12 | 54.9 | - | - | 54.9 | 34.5 | 12.8 | 1.8 | 21.0 | - | 18.0 |
| 12/04/12 | 32.9 | 67.5 | - | 32.9 | 26.7 | 36.8 | 1.6 | 23.0 | - | 10.0 |
| 13/04/12 | 72.2 | 66.0 | - | 72.2 | 31.4 | 32.8 | 1.6 | 19.0 | - | - |
| 14/04/12 | 9.4 | 73.5 | - | 9.4 | 4.7 | 46.8 | 0.1 | 22.2 | - | 80.0 |
| 15/04/12 | 6.3 | 68.0 | - | 6.3 | 4.7 | 37.0 | 0.0 | 28.2 | - | - |
| 16/04/12 | 25.3 | 65.5 | - | 25.3 | 3.2 | 33.8 | 0.0 | 26.8 | - | 12.0 |
| 17/04/12 | 15.8 | 72.0 | - | 15.8 | 6.3 | 46.0 | 0.1 | 24.0 | - | 4.0 |
| 18/04/12 | 14.2 | 70.0 | - | 14.2 | 9.5 | 39.8 | 0.2 | 29.0 | - | - |
| 19/04/12 | 9.5 | 70.0 | 98.5 | 9.5 | 6.3 | 41.5 | 0.4 | 30.6 | 89.5 | 6.0 |
| 20/04/12 | 6.3 | 66.5 | 102.5 | 6.3 | 4.7 | 43.3 | 1.0 | 23.0 | 96.0 | 2.0 |
| 21/04/12 | 14.2 | 72.5 | 61.5 | 14.2 | 4.7 | 52.8 | 0.5 | 16.0 | 48.0 | - |
| 22/04/12 | 22.6 | 66.0 | - | 22.6 | 4.5 | 56.3 | 0.4 | 14.9 | - | 7.3 |
| 23/04/12 | 25.5 | 78.0 | 64.0 | 25.5 | 6.0 | 46.5 | 0.2 | 18.0 | 61.5 | - |
| 24/04/12 | 12.0 | 75.0 | 129.0 | 12.0 | 11.9 | 40.8 | 0.1 | 0.0 | 112.0 | - |
| 25/04/12 | 35.8 | 72.0 | 80.6 | 35.8 | 13.4 | 56.3 | 0.0 | 0.9 | 56.8 | - |

Tabla 5.33. Resultados analíticos correspondientes a la segunda etapa (II).

| Día | Afluente | | | Efluente | | | | | | |
|----------|-------------|--------------------------------------|------------|-------------------|----------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|--------------------------------------|------------|------------|
| | DQO mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | Nt mg/L | DQO total mg/L | DQO filtrada mg/L | NH ₄ ⁺ mg/L | NO ₂ ⁻ mg/L | NO ₃ ⁻ mg/L | Nt mg/L | SS mg/L |
| 26/04/12 | 39.8 | 68.0 | - | 39.8 | 14.3 | 51.3 | 16.8 | 10.6 | - | - |
| 27/04/12 | 133.3 | 84.5 | - | 133.3 | 51.8 | 53.0 | 7.5 | 16.0 | - | - |
| 30/04/12 | 45.5 | 57.0 | 82.5 | 45.5 | 26.7 | 37.0 | 1.5 | 21.0 | 77.0 | - |
| 02/05/12 | 54.9 | 0.0 | 67.5 | 54.9 | 34.5 | 12.8 | 1.8 | 21.0 | 56.5 | - |
| 03/05/12 | 32.9 | 67.5 | - | 32.9 | 26.7 | 36.8 | 1.6 | 23.0 | - | - |
| 04/05/12 | 72.2 | 66.0 | 77.5 | 72.2 | 31.4 | 32.8 | 1.6 | 19.0 | 56.0 | - |
| 10/05/12 | 9.4 | 73.5 | 61.0 | 9.4 | 4.7 | 46.8 | 0.1 | 22.2 | 31.5 | - |
| 14/05/12 | 6.3 | 68.0 | 68.0 | 6.3 | 4.7 | 37.0 | 0.0 | 28.2 | 44.0 | - |
| 15/05/12 | 25.3 | 65.5 | - | 25.3 | 3.2 | 33.8 | 0.0 | 26.8 | - | - |
| 16/05/12 | 15.8 | 72.0 | 78.5 | 15.8 | 6.3 | 46.0 | 0.1 | 24.0 | 62.5 | - |
| 21/05/12 | 14.2 | 70.0 | - | 14.2 | 9.5 | 39.8 | 0.2 | 29.0 | - | - |
| 22/05/12 | 9.5 | 70.0 | 98.5 | 9.5 | 6.3 | 41.5 | 0.4 | 30.6 | 89.5 | - |
| 24/05/12 | 6.3 | 66.5 | 102.5 | 6.3 | 4.7 | 43.3 | 1.0 | 23.0 | 96.0 | - |
| 29/05/12 | 14.2 | 72.5 | 61.5 | 14.2 | 4.7 | 52.8 | 0.5 | 16.0 | 48.0 | - |
| 31/05/12 | 22.6 | 66.0 | - | 22.6 | 4.5 | 56.3 | 0.4 | 14.9 | - | - |
| 04/06/12 | 25.5 | 78.0 | 64.0 | 25.5 | 6.0 | 46.5 | 0.2 | 18.0 | 61.5 | - |
| 07/06/12 | 12.0 | 75.0 | 129.0 | 12.0 | 11.9 | 40.8 | 0.1 | 0.0 | 112.0 | - |
| 11/06/12 | 35.8 | 72.0 | 80.6 | 35.8 | 13.4 | 56.3 | 0.0 | 0.9 | 56.8 | - |